

Estágio no Oceanário de Lisboa Técnicas de aquariofilia em aquários públicos

Susana Carraca

Dissertação de Mestrado apresentada à
Faculdade de Ciências da Universidade do
Porto em Recursos Biológicos Aquáticos

2016

Estágio no Oceanário de Lisboa
– Procedimentos de aquariofilia
em aquários públicos

Susana Carraca



Estágio no Oceanário de Lisboa

Técnicas de aquariofilia em aquários públicos

Susana Carraca

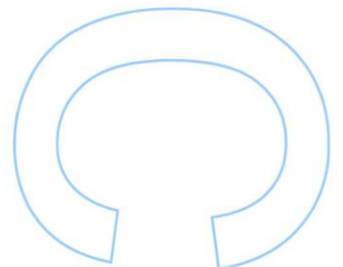
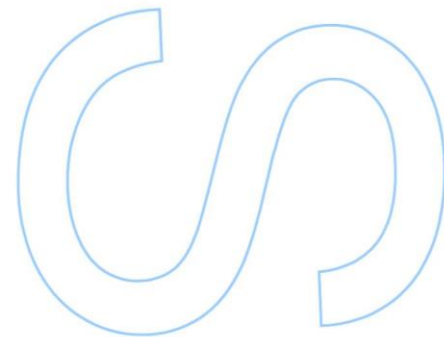
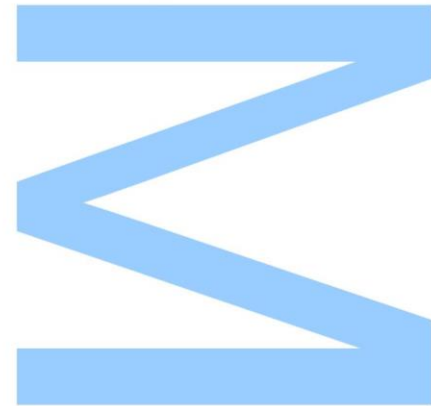
Mestrado em Recursos Biológicos Aquáticos
Departamento de Biologia
2015/2016

Orientador

António Múrias, Professor, Faculdade de Ciências da Universidade do Porto

Coorientador

Elsa Santos, Aquarista, Oceanário de Lisboa

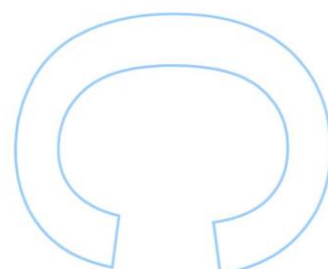
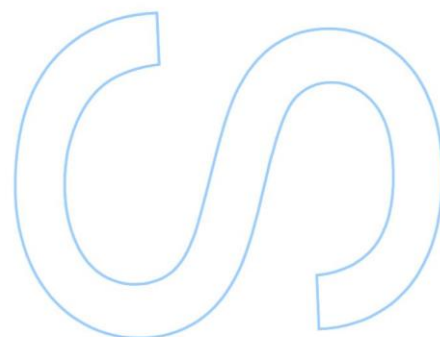
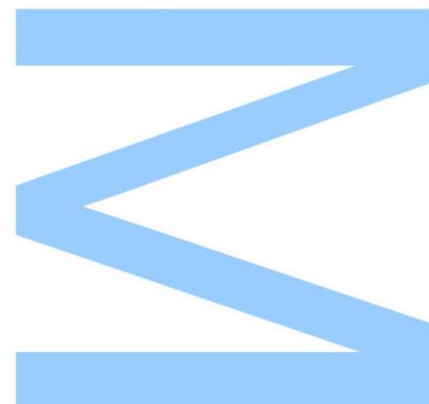




Todas as correções determinadas
pelo júri, e só essas, foram efetuadas.

O Presidente do Júri,

Porto, ____/____/____



Agradecimentos

Aos meus pais, o maior obrigado do mundo por me terem ajudado tanto nestes anos académicos e especialmente nestes nove meses de estágio. Sempre me apoiaram nas minhas decisões, são os primeiros a incentivarem-me a seguir os meus sonhos e é a melhor sensação do mundo deixa-los orgulhosos. Aos restantes elementos da minha família agradeço todo o apoio que me deram durante o estágio e por ficarem felizes por ver o quanto gostava do que fazia. Sem vocês eu não tinha conseguido.

Aos meus amigos do Porto agradeço toda a força que me davam nos dias menos bons e a todos os que vieram visitar-me e me alegraram as folgas.

Aos meus colegas e amigos do Oceanário, sem eles não tinha tido um estágio tão incrível. Nunca conheci um grupo de pessoas como eles, com tanto rigor e dedicação no que fazem e com a capacidade de transmitir aos outros essa mesma dedicação e amor pelo trabalho feito no Oceanário. Um obrigada não chega por tudo o que me ensinaram, por terem demonstrado que confiam no meu trabalho e por me terem acolhido como um deles. Nunca me esquecerei de nenhum deles nem de todas as gargalhadas partilhadas. Quero deixar um agradecimento especial a estas pessoas: Giulia Secci, Margarida Ferreira, Margarida Fernandes, Carla Inácio, Ana Jarego, Carlos Cunha, Miguel Paiva, Alberto Fernandes, Pedro Pais, Jorge Carmo e José Louçanas. Sempre que precisei de um ombro amigo ou de conselhos eles foram os primeiros a estender-me a mão e nunca me esquecerei disso.

E, por último, mas não menos importante, agradeço aos meus orientadores Elsa Santos e António Múrias por me terem acompanhado na escrita deste relatório e por todos os conselhos, apoio e opiniões que me deram.

Resumo

O relatório deste estágio tem como objetivo descrever grande parte das atividades diárias associadas à posição de aquarista no Oceanário de Lisboa, ficando a estagiar no departamento de Biologia e tendo a Supervisora dos Habitats Elsa Santos como orientadora. Este estágio conclui o último ano do Mestrado em Recursos Biológicos Aquáticos na Faculdade de Ciências da Universidade do Porto e, como tal, tem como objetivo final a obtenção do grau de Mestre.

Este estágio teve início no dia 1 de Setembro de 2015 e fim no dia 31 de Maio de 2016. O número de horas dedicadas ao estágio foram de 8h diárias, porém, por vezes, este número aumentava quando chegavam animais ao Oceanário de Lisboa fora de horas e tive interesse em aprender mais sobre aclimações de novos animais.

No decorrer deste estágio foram realizadas praticamente todas as atividades diárias associadas à posição de aquarista, tendo como finalidade assegurar o bem-estar animal. Estas atividades incluem a verificação e manutenção dos sistemas de suporte de vida, preparação e administração de alimento aos diversos animais, verificação da qualidade da água e aplicação de medidas corretivas sempre que necessário, avaliação do estado dos animais, limpeza dos diversos sistemas e apoio em tarefas extra sempre que necessário.

As tarefas diárias variam um pouco com a área, sendo que as áreas onde trabalhei foram as seguintes: habitats (Atlântico, Antártico, Índico, Pacífico e Aquário Central), galerias (Atlântico, Antártico, Índico, Pacífico e Anfíbios) e quarentena (da qual também faz parte a Sala de Cultura e o Laboratório).

Palavras-chave: aquariologia, aquarismo, Oceanário de Lisboa, estágio.

Abstract

The report of this internship aims to describe most of the daily activities associated with the aquarist position in Lisbon Oceanarium, interning at the Biology department and with the Supervisor of Habitats Elsa Santos as my guiding. This internship concludes the last year of the Master Degree of Aquatic Biological Resources at the Faculty of Science of University of Porto and, as such, has the ultimate goal of the degree of Master.

This internship began on September 1, 2015, and ended on May 31, 2016. The number of daily hours devoted to the internship were 8, but sometimes this number increased when animals arrived to the Lisbon Oceanarium off hours and I had an interest in learning more about acclimatization of new animals.

During this internship were carried out virtually all daily activities associated with the aquarist position, with the purpose of ensuring animal welfare. These activities included checking and maintenance of life support systems, preparation and food delivery to many animals, water quality testing and application of corrective measures when necessary, animal condition assessment, cleaning of the various systems and support extra tasks whenever necessary.

Daily tasks vary somewhat with the area, and the areas where I worked were: habitats (Atlantic, Antarctic, Indic, Pacific and Central Aquarium), galleries (Atlantic, Antarctic, Indic, Pacific and Amphibians) and quarantine (which includes the Culture Room and Laboratory).

Índice

1. Introdução	1
1.1. Aquariofilia	1
1.2. O Oceanário de Lisboa	1
2. Áreas do Oceanário de Lisboa	3
2.1. Repartição do tempo de estágio	4
2.2. Áreas de Biologia exploradas	4
2.2.1. Habitats	4
2.2.2. Galerias	13
2.2.3. Quarentena	25
3. Componentes de um aquário	29
4. Tipos de água	46
4.1. Água nova	47
4.2. Água recuperada	47
4.3. Água desnitrificada	48
5. Rotinas gerais	49
5.1. Habitats	49
5.2. Galerias	56
5.3. Quarentena	58
6. Conservação	66
7. Conclusão	67
8. Referências bibliográficas	68

Lista de tabelas

Tabela 1: Tratamentos usados na quarentena e respetivo agente patogénico/ação (fonte: documento interno do ODL).

Lista de figuras

Figura 1: Oceanário de Lisboa.

Figura 2: Aquário Central (fonte: oceanário.pt).

Figura 3: Arau no Habitat do Atlântico.

Figura 4: Pinguins-de-magalhães no Habitat do Antártico.

Figura 5: Pinguim-saltador-da-rocha do Habitat do Antártico.

Figura 6: Ovoscopia de um ovo fértil (com vascularização bem visível).

Figura 7: Alimentação de um pinguim-de-magalhães.

Figura 8: Maré e Micas, as lontras do Habitat do Pacífico (fonte: oceanário.pt).

Figura 9: Habitat do Índico.

Figura 10: Rodovalho da Galeria do Atlântico (fonte: oceanário.pt).

Figura 11: Urtigas-do-mar da Galeria do Atlântico.

Figura 12: Rã-de-olhos-vermelhos da Galeria dos Anfíbios.

Figura 13: Sapo-mineiro da Galeria dos Anfíbios (fonte: oceanário.pt).

Figura 14: Dragão-marinho da Galeria do Antártico (fonte: oceanário.pt).

Figura 15: Caranguejo-gigante-do-Pacífico da Galeria do Pacífico.

Figura 16: Polvo-gigante-do-Pacífico da Galeria do Pacífico (fonte: oceanário.pt).

Figura 17: Corais e peixes da Galeria do Índico.

Figura 18: Corais fluorescentes da Galeria do Índico.

Figura 19: Medição do comprimento de um tubarão-zebra juvenil (fonte: oceanário.pt).

Figura 20: Produção de Rhodomonas na Sala de Cultura.

Figura 21: Produção de medusas-de-pintas-azuis na Sala de Cultura.

Figura 22: "Florestas submersas by Takashi Amano" na exposição temporária (fonte: oceanário.pt).

Figura 23: Filtros cartucho.

Figura 24: Filtro de areia.

Figura 25: Escumador de proteínas.

Figura 26: Bombas Venturi.

Figura 27: Recipiente que contém o carvão ativado.

Figura 28: Esquema representativo do ciclo do azoto (fonte: aquaforum.pt).

Figura 29: Biobolas e chuveiro do biofiltro (esquerda) e recipiente do biofiltro (direita).

Figura 30: Filtros ultravioleta.

Figura 31: Air-lifts.

Figura 32: Permutador de calor.

Figura 33: Escumador (esquerda) e cascata de um dos escumadores (direita).

Figura 34: Vista de cima de um pré-filtro (esquerda) e bomba com pré-filtro (direita).

Figura 35: Exemplo de uma seção de uma folha de SSV de um aquário da quarentena (fonte: documento interno do ODL).

Figura 36: Esquema representativo da circulação da água no T2 (aquário do Habitat do Atlântico) (fonte: documento interno do ODL).

Figura 37: Alimentação da manta (esquerda) e de um dos peixes-lua (direita) do Aquário Central.

Figura 38: Alimentação do tubarão-touro (esquerda) e das raias (direita) do Aquário Central.

Figura 39: Alimentação dos pinguins nos três locais habituais.

Figura 40: Nomes dos pinguins do Habitat do Antártico.

Figura 41: Início da alimentação (esquerda) e Micas a receber alimento (direita).

Figura 42: Alimentação das uges-de-manchas-azuis do Habitat do Índico.

Figura 43: Reatores de cálcio da galeria do Índico.

Figura 44: Cavalo-marinho-de-barriga juvenil nascido na quarentena (esquerda) e alimentação de um tubarão-zebra juvenil (direita). Fonte: oceanário.pt

Figura 45: Sonda de salinidade (esquerda) e sonda de pH (direita).

Figura 46: Fotómetro (esquerda) e espectrofotómetro UV-Vis (direita).

Figura 47: Turbidímetro (esquerda) e sonda de oxigénio (direita).

Figura 48: Tinas com copépodes (esquerda) e erlenmeyer's com rotíferos (direita).

Figura 49: Cilindros de incubação de cistos e náuplios de artémia (esquerda) e separação magnética da artémia (direita).

Figura 50: Recolha de náuplios de artémia com a ajuda de um crivo (esquerda) e copos com todas as alimentações da sala de cultura e do ODL (direita).

Figura 51: Aquários de pólipos (imagem da esquerda, aquários da direita), aquário de éfiras (imagem da esquerda, aquário da esquerda) e kreisel para éfiras (à direita).

Lista de abreviaturas

ODL – Oceanário de Lisboa

SSV – Sistema de suporte de vida

BMS – Building management system

1. Introdução

1.1. Aquariofilia

Os peixes fazem parte de uma linhagem evolutiva que remonta a mais de 400 milhões de anos. Os peixes são o grupo de vertebrados mais diversificado, habitando a grande maioria dos ambientes aquáticos do mundo, uma vez que possuem uma grande variedade de adaptações tanto morfológicas, como fisiológicas e comportamentais (Bone, Moore, 2008). Estes ambientes apenas foram alvo de um estudo científico aprofundado há cerca de 50 anos. Isto ocorreu devido à invenção de equipamentos de mergulho com garrafas de ar comprimido, que deu aos biólogos e a outros técnicos especializados uma oportunidade de observar o comportamento natural de muitas espécies. Segundo provas arqueológicas, sabe-se que, desde os tempos pré-históricos, os peixes têm sido uma fonte alimentar para as tribos costeiras e para os habitantes próximos de rios e lagos (Silva, 2013). Mas foi só a partir do Antigo Egipto que se soube que os peixes eram mantidos e criados, não só como uma fonte alimentar, mas também devido aos seus atributos ornamentais.

A aquariofilia ou aquarismo é a prática da manutenção de peixes, plantas e outros organismos aquáticos em aquários ou em tanques com fins científicos ou ornamentais, sendo uma atividade distinta da piscicultura e da aquacultura, por não estar ligada à produção. Esta atividade combina o senso estético com vários conhecimentos técnicos, como a química e a biologia. Muitas espécies de peixes e plantas podem ser mantidas em aquários, desde que se respeitem os limites e as necessidades de cada espécie como, por exemplo: a escolha do aquário correto e a sua densidade populacional; a compatibilidade entre espécies utilizadas; os parâmetros de qualidade da água, como a temperatura, o pH, o oxigénio dissolvido, a dureza da água, a salinidade, os nitritos e nitratos e a amónia; a iluminação do aquário; e a pressão.

1.2. O Oceanário de Lisboa

Inaugurado em 1998 no âmbito da última exposição mundial do séc. XX, cujo tema foi "Os Oceanos, um património para o futuro", o Oceanário eternizou a ligação de Lisboa com o oceano (Ferreira, Granada, 1998).

O ODL é um aquário de destaque em Lisboa, em Portugal e também internacionalmente. Anualmente cerca de 1 milhão de visitantes percorrem as exposições deste aquário, o que faz com que ele seja o equipamento cultural mais visitado do país inteiro. Tanto as exposições como a arquitetura dos edifícios faz com que o Oceanário seja um local inesquecível. O Oceanário divide-se em dois edifícios, o edifício dos Oceanos e o edifício do Mar. Estes, estão ligados por um átrio que oferece acesso às exposições e também à área educativa.

Tal como foi referido antes, o Oceanário desenvolve diversas atividades educativas que dão a conhecer os oceanos, os seus habitantes, a sua missão e os desafios ambientais da atualidade. Para além disso, o Oceanário ainda colabora com diversas instituições em projetos de investigação científica e de conservação da biodiversidade marinha e que promovam o desenvolvimento sustentável dos oceanos. A vasta experiência técnico-científica da equipa (constituída por aquaristas, biólogos e engenheiros) é o que assegura a excelência deste aquário.

O Oceanário implementou um Sistema Integrado de Gestão da Qualidade e Ambiente e foi o primeiro aquário público da Europa a obter as Certificações de Qualidade ISO 9001, 14001 e EMAS (*Eco-Management and Audit Scheme*).



Fig.1 – Oceanário de Lisboa.

2. Áreas do Oceanário de Lisboa

O Departamento de Biologia divide-se em 3 áreas: os Habitats, as Galerias e a Quarentena.

Existe também o Departamento de Engenharia, o BMS (Building Management System, localizado no Plaza) cujo pessoal é responsável pelo controlo dos sistemas de suporte de vida (SSV), através de um controlo computacional, assim como a produção e gestão de água nova, água recuperada e água desnitrificada, as quais abordarei mais à frente.

Das áreas do Departamento de Biologia, apenas os Habitats (piso 2) e as Galerias (piso 1) é que podem ser visitadas pelo público. No piso 0 encontra-se a quarentena, sala de cultura, os laboratórios (de análise de água e do veterinário) e a sala de preparação de alimentos onde, como o próprio nome indica, se prepara diariamente as refeições dos animais. O Plaza encontra-se no piso -1, onde se encontram os SSV dos aquários dos Habitats e no piso 3 está o acesso à superfície da água do aquário central.

2.1. Repartição do tempo de estágio

Para compreender e praticar as técnicas específicas de cada área o estágio foi repartido da seguinte forma: os dois primeiros meses foram dedicados à Quarentena (sendo que as duas últimas semanas foram exclusivas à Sala de Cultura), o terceiro mês às Galerias e o quarto aos Habitats. Nos restantes meses voltei às mesmas áreas, porém foram intercaladas umas com as outras dentro de cada mês. Foi também possível no penúltimo mês estar dois dias no Laboratório de análise de água para ter uma breve noção do trabalho realizado nesta área.

2.2. Áreas de Biologia exploradas

2.2.1. Habitats

➤ Aquário central

O aquário central tem cerca de 5 milhões de litros de água salgada e pretende representar o Oceano Global, ao longo de toda a sua coluna de água. Aqui, podemos encontrar animais oriundos de todos os oceanos, sendo que os mais marcantes são os peixes-lua (*Mola mola* – Linnaeus, 1758), a manta-diabo (*Mobula mobular* – Bonnaterre, 1788), as barracudas-gigantes (*Sphyrna barracuda* – Edwards, 1771), o cardume de cavalas (*Scomber colias* – Gmelin, 1789) (cerca de 500 animais), os tubarões, nomeadamente os tubarões-zebra (*Stegostoma fasciatum* – Hermann, 1783), os tubarões-corre-costa (*Carcharhinus plumbeus* – Nardo, 1827), o tubarão-touro (*Carcharias taurus* – Rafinesque, 1810) e as raias, especialmente as uge-americanas (*Dasyatis americana* – Hildebrand & Schroeder, 1928), as uge-violeta (*Taeniura grabata* – Geoffroy Saint-Hilaire, 1817), ratões-águia (*Myliobatis aquila* – Linnaeus, 1758) e ratões-bispo (*Pteromylaeus bovinus* - Geoffroy Saint-Hilaire, 1817).



Fig.2 – Aquário Central (fonte: oceanário.pt).

➤ Habitat do Atlântico

Este habitat ilustra as zonas costeiras do Atlântico norte situadas entre as regiões frias das Ilhas Britânicas e as ilhas vulcânicas dos Açores, a oeste de Portugal continental. Aqui pode-se observar algumas aves marinhas da família dos alcídeos. As tordas-mergulheiras (*Alca torda* – Linnaeus, 1758), os araus-comuns (*Uria aalge* – Pontoppidan, 1763) e os papagaios-do-mar (*Fratercula arctica* – Linnaeus, 1758) passam a maior parte do tempo no mar, onde se alimentam de peixes, crustáceos, moluscos e plâncton. Quando estão em terra, ocupam as encostas rochosas do litoral (Birkhead, 1978).

A maioria das espécies desta família vive no alto mar durante quase todo o ano, vindo a terra apenas na época de reprodução. Os alcídeos formam casais que podem durar toda a vida. No entanto, na maioria das espécies, o casal só se junta na altura da reprodução. Põem apenas um ovo e os cuidados parentais são divididos entre o macho e a fêmea. Durante o período de incubação, os pais chegam a procurar comida a cerca de 300 quilómetros da colónia.

Hoje em dia, toneladas de plástico são arrastadas pelas correntes oceânicas. Muitas aves marinhas confundem o plástico com alimento, ingerindo-o por engano, acabando por morrer.

Também típico do oceano Atlântico são os chernes (*Polyprion americanus* – Bloch & Schneider, 1801), a raia-lenga (*Raja clavata* – Linnaeus, 1758) e a raia-curva (*Raja undulata* – Lacepède, 1802).



Fig.3 – Arau no Habitat do Atlântico.

➤ Habitat do Antártico

Nesta exposição, que representa a orla costeira das ilhas da Geórgia do Sul e as Malvinas, encontram-se duas espécies de pinguins, características das regiões subantárticas: pinguim-de-magalhães (*Spheniscus magellanicus* – Forster, 1781) e pinguim-saltador-da-rocha (*Eudyptes chrysocome* – Forster, 1781).

Os pinguins conseguem colonizar ambientes de frio extremo, por terem as penas impermeáveis e uma camada isolante de gordura (Reisfeld *et al.*, 2013). As asas rígidas dos pinguins, semelhantes a barbatanas, podem efetuar até 200 movimentos por minuto, permitindo velocidades de natação de 40 quilómetros por hora. Das 17 espécies de pinguins exclusivas do hemisfério sul, dez estão ameaçadas. A pesca comercial, a

poluição e o aquecimento global são responsáveis pela morte de milhares de pinguins anualmente.

Os pinguins do ODL são identificados com braçadeiras de diversas cores. A cada cor corresponde um número e cada conjunto de números corresponde um nome. No total existem 35 pinguins nesta exposição.

O tubarão-gato-listrado (*Poroderma africanum* – Gmelin, 1789) e a dourada (*Sparus aurata* - Linnaeus, 1758) também fazem parte deste habitat.



Fig.4 – Pinguins-de-magalhães do Habitat do Antártico.



Fig.5 – Pinguim-saltador-da-rocha do Habitat do Antártico.

Reprodução

Cada casal de pinguins regressa ao mesmo local, todos os anos, para acasalar e fazer o ninho. No ODL os ninhos são abertos em Março e os ovos (um ou dois) são chocados durante 42 dias, após os quais nasce, geralmente, só um pinto. Nesses 42 dias são feitas uma ou duas ovoscopias a cada ovo (só se faz a segunda se na primeira se concluir que o ovo está fértil). Este processo consiste em verificar se os ovos estão férteis através do uso de uma luz que ilumina o interior do ovo e permite ver a presença (figura 6) ou ausência de vascularização (na primeira ovoscopia) e mais tarde, passado duas semanas, na segunda ovoscopia pode-se observar os contornos do pinto já desenvolvido, se tudo tiver corrido bem nessas semanas. Os pinguins demoram entre 2 a 4 dias a por o segundo ovo e deve-se esperar 10 dias desde que puseram o primeiro ovo até se fazer a primeira ovoscopia. Enquanto se faz este procedimento aproveita-se para pesar o ovo, medi-lo, ver o estado de vascularização, higiene e temperatura. É necessário ter muito cuidado neste manuseamento pois os ovos além de sensíveis são também permeáveis, o que faz com que sejam suscetíveis a bactérias e fungos.



Fig.6 – Ovoscopia de um ovo fértil (com vascularização bem visível).

No seu habitat natural, após a eclosão, ambos os progenitores cuidam do pinto, alternando a sua guarda com idas ao mar em busca de alimento.

No ODL, todas as primaveras, os pinguins vão para os seus ninhos. Os progenitores cuidam do pinto durante 8 a 10 semanas, altura em que este deixa o ninho. É, então, levado para a quarentena, onde um pinguim adulto lhe serve de exemplo, para melhorar a sua natação e se habituar à alimentação pela mão do aquarista.

Para distinguir um pinguim macho de uma fêmea é necessária uma análise de sangue para que seja feita uma sexagem por ADN. Nesta espécie é muito difícil distingui-los pela cor ou pelo tamanho.

Alimentação

Os pinguins têm um apetite voraz. Na natureza, a sua dieta inclui peixe, lulas, camarões e krill (pequenos crustáceos). Com um bico forte, uma língua espinhosa e poderosas mandíbulas, são muito eficientes na captura de presas.

No ODL, os pinguins são alimentados duas vezes por dia, pela mão do aquarista (figura 7) que distingue cada indivíduo do grupo. A sua dieta inclui capelin (*Mallotus villosus* – Müller, 1776), espadilha (*Sprattus sprattus* – Linnaeus, 1758) e arenque (*Clupea arengus* – Linnaeus, 1758).

Os pinguins do ODL comem mais durante o verão do que no inverno. Dependendo da altura do ano esta colónia pode comer até 16 quilogramas de comida por dia.



Fig.7 – Alimentação de um pinguim-de-magalhães.

➤ Habitat do Pacífico

Neste habitat está recriada uma faixa costeira rochosa típica da baía de Monterey, na costa norte-americana do Pacífico. A paisagem subaquática é dominada pelo *kelp*-gigante, que fornece abrigo e alimento a uma extraordinária diversidade marinha, como invertebrados (anêmonas), lontras marinhas (*Enhydra lutris* – Linnaeus, 1758) e elasmobrânquios, tais como os tubarões-leopardo (*Triakis semifasciata* – Girard, 1855).

Por dia, uma lontra marinha (figura 8) pode comer o equivalente a 30% do seu peso (Estes, Palmisano, 1974). As lontras marinhas usam pedras para partir a carapaça dos caranguejos e as conchas de amêijoas e de abalones. São os únicos mamíferos marinhos que utilizam ferramentas.

A lontra marinha tem o pelo mais denso do reino animal (Cortez *et al.*, 2016) Esta proteção é essencial pois a lontra não tem uma camada de gordura, como os outros mamíferos marinhos. A lontra marinha passa grande parte do dia a tratar do pelo, espalhando uma gordura que o torna impermeável e ajuda a reter bolhas de ar. Esta atividade é essencial para garantir a flutuabilidade e para manter a temperatura corporal.

As lontras marinhas foram intensivamente caçadas devido ao seu pelo, chamado de “ouro macio”, o que quase levou à sua extinção. Atualmente, esta espécie é protegida por lei.



Fig.8 – Maré e Micas, as lontras do Habitat do Pacífico (fonte: oceanário.pt).

O ostraceiro (*Haematopus bachmani* – Audubon, 1838) é uma ave também típica deste habitat e alimenta-se de mexilhões, ostras e de outros moluscos que captura durante a maré baixa, abrindo-os com o seu bico forte, com a ponta achada e em forma de lâmina.

Neste habitat existem também duas poças de maré, pequenos aquários onde habitam pequenos peixes e anémonas.

➤ Habitat do Índico

Este habitat recria uma zona de praia coralina das Ilhas Seychelles, no Índico tropical. Aqui pode-se observar os dois ecossistemas com maior biodiversidade do planeta Terra: a floresta tropical e o recife de coral (figura 9). A vegetação luxuriante inclui

palmeiras e coqueiros. Os recifes de coral, formados há 500 milhões de anos, são povoados por uma grande diversidade de peixes e de invertebrados.

Os recifes de coral são dos ecossistemas mais antigos do planeta, por isso são considerados “museus vivos” que refletem milhares de anos de história (Roberts *et al.*, 2016). Para além da diversidade de vida e da sua beleza, os recifes de coral são essenciais para as comunidades que deles dependem (Bellwood *et al.*, 2004). São importantes para a subsistência, pesca, turismo, proteção das zonas costeiras e desenvolvimento de novos medicamentos.

Estima-se que, nas últimas décadas, 20% dos recifes de coral do mundo tenham sido efetivamente destruídos e que cerca de 20% estejam severamente degradados, especialmente devido ao aquecimento global e à acidificação e poluição dos oceanos.

O Napoleão (*Cheilinus undulatus* - Rüppel, 1835) é um dos maiores peixes dos recifes de coral. Pode atingir dois metros de comprimento e pesar cerca de 190 quilogramas. Os adultos distinguem-se pela grande bossa na cabeça e pelos lábios grossos.

Neste aquário existem três uges-de-manchas-azuis (*Taeniura lymma* - Forsskål, 1775).



Fig.9 – Habitat do Índico.

2.2.2. Galerias

As galerias estão divididas em cinco, sendo que quatro delas têm diferentes espécies conforme o oceano que se pretende representar e a outra é dedicada aos anfíbios. Como tal, existe a galeria do Atlântico, Pacífico, Antártico, Índico e Anfíbios. Cada galeria tem diversos aquários (ou aquaterrários ou terrários no caso dos anfíbios) de forma a mostrar as espécies típicas de cada oceano (e algumas espécies globais de anfíbios).

Atlântico

➤ Recife rochoso

Os fundos rochosos constituem um ambiente típico da costa portuguesa. Aqui, os organismos encontram proteção entre as algas e rochas, dentro de fendas e buracos. As principais espécies deste aquário são as anémonas-do-mar (*Anemonia viridis* - Forsskål, 1775), sargos-legítimos (*Diplodus sargus sargus* – Linnaeus, 1758) e maracotos (*Symphodus melops* – Linnaeus, 1758).

➤ Peixes chatos

Os peixes deste aquário estão muito bem-adaptados à vida no fundo. Muitos permanecem semienterrados na areia (figura 10), onde passam despercebidos por terem o corpo achatado e uma camuflagem perfeita (Santos, 2004). Os olhos, posicionados lado a lado, estão atentos às movimentações de potenciais presas. Assim que as presas se aproximam, os peixes chatos lançam um ataque rápido e eficiente. Aqui existem solhas (*Pleuronectes platessa* – Linnaeus, 1758), pregados (*Scophthalmus maximus* – Linnaeus, 1758), linguados (*Solea solea* – Linnaeus, 1758) e rodovalhos (*Scophthalmus rhombus* – Linnaeus, 1758).



Fig.10 – Rodovalho da Galeria do Atlântico (fonte: oceanário.pt).

➤ Peixes de cardume

Estes velozes peixes formam grandes cardumes que nadam em sintonia, como se fossem um único indivíduo. Desta forma, reduzem a probabilidade de se tornarem alvos fáceis de predadores atentos. O cardume aqui existente é de plumbetas (*Trachinotus ovatus* – Linnaeus, 1758).

➤ Urtiga-do-mar

Este invertebrado tem o corpo constituído por 90 por cento de água. Esta medusa (*Chrysaora quinquecirrha* – Desor, 1848) (figura 11) captura o alimento através de contrações da parte superior do corpo e do movimento dos tentáculos urticantes.



Fig.11 – Urtigas-do-mar da Galeria do Atlântico.

➤ Pradaria marinha

Formadas por plantas, adaptadas à vida subaquática, estas pradarias são locais seguros para muitos invertebrados e peixes. Aqui, chocós (*Sepia officinalis* – Linnaeus, 1758) e cavalos-marinhos-de-focinho-comprido (*Hippocampus guttulatus* – Cuvier, 1829) exibem a sua capacidade extraordinária para se camuflarem e esconderem de potenciais predadores (Santos, 2004).

➤ Peixes dos Açores

A grande diversidade de seres vivos caracteriza o mar dos Açores. Esta região é influenciada pelas águas quentes da corrente do Golfo e pelas zonas de afloramento, ricas em nutrientes. Algumas espécies, como o bodião-verde (*Thalassoma pavo* – Linnaeus, 1758), são tão coloridas que lembram um peixe tropical. Aqui, podemos encontrar também pimpins (*Capros aper* – Linnaeus, 1758), alcarrazes (*Apogon imberbis* - Linnaeus, 1758) e apara-lápis (*Macroramphosus scolopax* – Linnaeus, 1758).

Anfíbios

Metade das espécies de anfíbios está em declínio e um terço ameaçado de extinção. Apesar do seu papel vital nos ecossistemas em que habita e para o Homem, este grupo sofre a pressão de inúmeras ameaças, como a destruição de habitat, as alterações climáticas, a poluição, a disseminação de doenças e a introdução de espécies exóticas (Duellman, Trueb, 1986).

A maior parte dos anfíbios vive entre ambientes aquáticos e terrestres. O seu ciclo reprodutivo integra três fases: ovo, larva e adulto. A transição entre as larvas e os adultos envolve uma transformação radical, através de metamorfose, que possibilita a passagem da vida aquática para a terrestre.

O ODL apoia o projeto “Criação de uma micro-reserva para anfíbios na zona do Mindelo”. Este apoio contempla a construção de pequenos charcos na região do Mindelo, a sua conservação a longo prazo e atividades de educação ambiental junto das populações locais.

Os anfíbios desempenham um papel muito importante nas cadeias alimentares, como predadores e como presas, mantendo o equilíbrio dos ecossistemas. Algumas espécies controlam pragas de insetos que poderiam pôr em risco muitas culturas agrícolas e propagar doenças, incluindo a malária (Duellman, Trueb, 1986).

Os anfíbios têm um lugar especial em diversas culturas, acarinhados como símbolos de vida e boa sorte. No entanto, noutras são vistos como animais amaldiçoados. A diversidade de cores e formas, a importância ecológica e farmacológica e o declínio das populações são fundamentais para a sua valorização e conservação.

A perda global de anfíbios é o reflexo de como o nosso planeta está a mudar. É, ainda, um alerta para que só alterando os nossos comportamentos podemos garantir a sustentabilidade do planeta.

Esta galeria para além de cuidar dos terrários e aqua-terrários em exposição tem também uma quarentena onde estão animais em tratamento ou em “*stand-by*” até irem para a exposição. É lá que está também o alimento vivo dos anfíbios (grilos, minhocas, moscas, baratas, tenébrio).

Em exposição existem quatro aquários/aquaterrários/terrários de parede e cinco aquaterrários/terrários centrais de maior dimensão. No primeiro aquário de parede podemos encontrar axolotes (*Ambystoma mexicanum* – Shaw & Nodder, 1798), no segundo aqua-terrário temos rãs-musgo-vietnamita (*Theloderma corticale* – Boulanger, 1903), no terceiro estão os tritões-dos-himalaias (*Tylototriton verrucosus* – Anderson, 1871) e, por fim, no último terrário de parede está o sapo-de-chifre (*Ceratophrys ornata* – Bell, 1843). Quanto aos restantes terrários e aquaterrários, o primeiro tem relas-cinzentas (*Hyla versicolor* – LeConte, 1825), salamandras vermelhas (*Pseudotriton ruber* - Sonnini de Manoncourt & Latreille, 1801) e salamandras-escuras (*Desmognathus monticola* – Dunn, 1916). O segundo aquaterrário tem as cecílias (*Typhlonectes natans* – Fischer In Peters, 1880) e o sapo-do-suriname (*Pipa pipa* – Linnaeus, 1758) e o terceiro tem rãs-arborícolas-europeias (*Hyla arborea* – Linnaeus, 1758), assim como sapos-corredores (*Bufo calamita* – Laurenti, 1768) e uma salamandra-de-pintas-amarelas (*Salamandra salamandra* – Linnaeus, 1758). Os dois últimos são terrários e um tem o fotoperíodo invertido e é o habitat de várias rãs-de-olhos-vermelhos (*Agalychnis callidryas* – Cope, 1862) (figura 12) e duas rãs-leiteiras-amazónicas (*Trachycephalus resinifictrix* – Goeldi, 1907). E, por último, temos sapos-

mineiros (*Dendrobates leucomelas* – Steindachner, 1864) (figura 13), rãs-palhaço (*Dendropsophus leucophyllatus* – Beireis, 1783) e rãs-equatoriais-tricolor (*Epipedobates tricolor* – Boulenger, 1899).

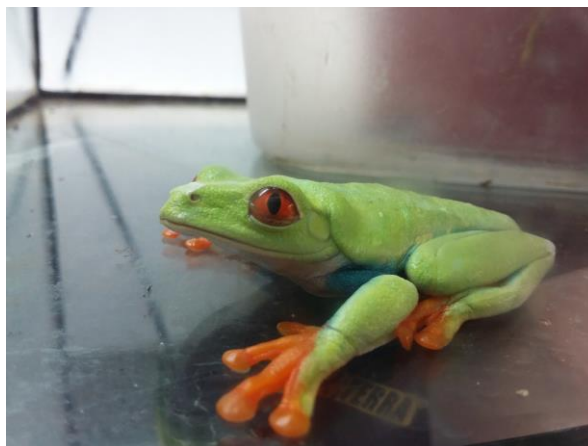


Fig.12 – Rã-de-olhos-vermelhos da Galeria dos Anfíbios.



Fig.13 – Sapo-mineiro da Galeria dos Anfíbios (fonte: oceanário.pt).

Antártico

➤ Recife rochoso

As anêmonas são animais de corpo cilíndrico com uma coroa de tentáculos em redor da boca. Vivem fixas ao substrato, mas conseguem deslizar sobre o seu pé musculado. As estrelas-do-mar têm, normalmente, cinco braços que radiam do disco central. Usamos minúsculos pés ambulacrários, localizados na face inferior, para se deslocarem. Aqui, está presente a anémone riscada (*Anthothoe stimpsoni* – Verrill, 1869), a anémone nodosa (*Bunodosoma capensis* – Lesson, 1830), e a falsa anémone plumosa (*Pseudactinia flagellifera* – Drayton in Dana, 1846).

Quanto a estrelas, temos a estrela-do-mar-vermelha (*Mediaster aequalis* – Stimpson, 1857) e a estrela-do-mar-de-espinhos (*Marthasterias glacialis* – Linnaeus, 1758).

➤ Peixes do sul da Austrália

Nas águas frias dos recifes rochosos do sul da Austrália vivem alguns dos peixes mais fascinantes. O tubarão-de-Port-Jackson (*Heterodontus portusjacksoni* – Meyer, 1793) macho passa o ano separado da fêmea. Na época reprodutiva nadam mais de 800 km para se encontrarem. Embora possa parecer que está a comer areia, o peixe-bobo-de-faixa-negra (*Cheilodactylus nigripes* – Richardson, 1850) alimenta-se filtrando pequenos invertebrados que vivem enterrados. Também neste aquário podemos encontrar uma viola-de-faixas (*Trygonorrhina fasciata* – Müller & Henle, 1841) e os zebras-de-armadura (*Enoplosus armatus* – White, 1790).

➤ Dragões-marinhos

Os dragões-marinhos (*Phyllopteryx taeniolatus* - Lacepède, 1804) (figura 14) são peixes de invulgar beleza. Estão muito bem camuflados com apêndices ao longo do corpo, que imitam as algas do meio que os rodeia (Santos, 2004).



Fig.14 – Dragão-marinho da Galeria do Antártico (fonte: oceanário.pt).

➤ Peixes da África do Sul

O romano (*Chrysoblephus laticeps* – Valenciennes, 1830) é hermafrodita e a maior parte dos indivíduos muda de sexo de fêmea para macho. Quando esta mudança ocorre, os romanos tornam-se solitários e territoriais, podendo permanecer o resto das suas vidas dentro de grutas.

Pacífico

➤ Recife rochoso

O escorpião-roncador (*Rhamphocottus richardsonii* – Günther, 1874), em vez de nadar, salta e rasteja sobre o fundo. Este peixe produz sons semelhantes a roncos, caso seja retirado da água. Os cavalos-marinhos são peixes com características muito especiais: nadam na vertical e não têm escamas. Pertencem à única família do Reino Animal em que são os machos a engravidar. Neste aquário podemos encontrar cavalos-marinhos-de-barriga (*Hippocampus abdominalis* – Lesson, 1827) e anémonas-de-tentáculos-capitados (*Corynactis californica* – Carlgren, 1936), para além dos escorpiões-roncadores.

➤ Animais das profundezas

Os caranguejos-gigantes-do-Pacífico (*Macrocheira kaempferi* – Temminck, 1836) (figura 15) são os maiores crustáceos conhecidos. Podem atingir 3,6 metros de envergadura e 18 quilogramas de peso. As quimeras (*Hydrolagus colliei* – Lay & Bennett, 1839), que vagueiam sobre o fundo do mar, são peixe cartilágineos. Estes animais têm um espinho na barbatana dorsal, que pode causar uma picada muito dolorosa.



Fig.15 – Caranguejo-gigante-do-Pacífico da Galeria do Pacífico.

➤ Enguias-lobo

As enguias-lobo (*Anarrhichthys ocellatus* – Ayres, 1855) formam casais para toda a vida. Macho e fêmea ocupam sempre o mesmo abrigo, a não ser que sejam expulsos por animais maiores. Tal como as enguias-lobo, as lorchas-do-kelp (*Hexagrammos decagrammus* – Pallas, 1810) passam o dia inativas. O nome *decagrammus*, do grego “10 linhas”, refere-se ao impressionante número de linhas laterais da lorcha-do-kelp.

- Polvo-gigante-do-Pacífico, estrela-do-mar-girassol e anémona-vermelha-do-norte

O polvo-gigante-do-Pacífico (*Enteroctopus dofleini* – Wülker, 1910) (figura 16) é o maior de todos os polvos, pois pode atingir dimensões realmente impressionantes: mais de nove metros entre braços e 250 kg de peso. O ciclo de vida deste invertebrado raramente ultrapassa os dois anos.

Quanto às estrelas-do-mar, apesar do aspeto inofensivo elas são predadoras vorazes, e este animal não é exceção. Estou-me a referir à estrela-do-mar-girassol (*Pycnopodia helianthoides* – Brandt, 1835) e ela distingue-se das outras estrelas-do-mar por ter 24 braços e pelas suas cores muito vivas.

Quanto à anémona-vermelha-do-norte (*Urticina lofotensis* – Danielssen, 1890) o seu corpo é vermelho vivo, com pontos brancos. Encontra-se com frequência em rochas, pilares e plataformas das marinas. As anémonas alimentam-se fechando rapidamente os seus tentáculos fortes em redor de pequenos peixes e invertebrados que se aproximam da sua boca (Santos, 2004).



Fig.16 – Polvo-gigante-do-Pacífico da Galeria do Pacífico (fonte: oceanário.pt).

➤ Medusas tropicais

Esta medusa tropical distingue-se pela cor azul e pintas brancas na umbela, que pode atingir 50 centímetros de diâmetro. A medusa-de-pintas (*Phyllorhiza punctata* – Lendenfeld, 1884) tem oito braços curtos, com células urticantes, que utiliza para capturar as presas.

➤ Invertebrados marinhos

Estes animais, sem coluna vertebral, têm estratégias de sobrevivência curiosas. Os tentáculos da anémona-verde-gigante (*Anthopleura xanthogrammica* – Brandt, 1835) estão armados com células urticantes. Os braços da estrela-do-mar-de-espinhos-gigantes (*Pisaster giganteus* – Stimpson, 1857) conseguem abrir as conchas de bivalves. O ouriço-do-mar-vermelho (*Strongylocentrotus franciscanus* – A. Agassiz, 1863) evita a luz ao tapar-se com pedras e conchas vazias. Aqui também habita a anémona-do-mar-rosa (*Urticina piscívora* – Sebens & Laakso, 1978). Todos estes animais são predadores vorazes.

Índico

➤ Recife de coral

Os corais são invertebrados marinhos (figura 17). Os recifes de coral são formados por centenas de diferentes espécies de coral e só podem ser comparados, em diversidade e esplendor, às florestas tropicais, em terra. São também dos ecossistemas com maior biodiversidade e valor económico do planeta. Contudo, estão ameaçados pela sobre-exploração, poluição, perda de habitat, espécies invasoras, doenças e alterações climáticas. Neste aquário pode-se encontrar corais-veludo (*Montipora capricornis* – Veron, 1985), corais-de-renda (*Pocillopora damicornis* – Linnaeus, 1758), corais-uva (*Euphyllia divisa* – Veron & Pichon, 1980), corais-mão (*Lobophytum* sp. – Li, 1984) e corais-cérebro-sulcado (*Oulophyllia crispa* – Lamarck, 1816). Quanto a peixes tropicais, temos o canário-do-mar-dourado (*Pseudanthias squamipinnis* – Peters, 1855) e o cirurgião-azul-claro (*Acanthurus leucosternon* – Bennett, 1833), entre outros.

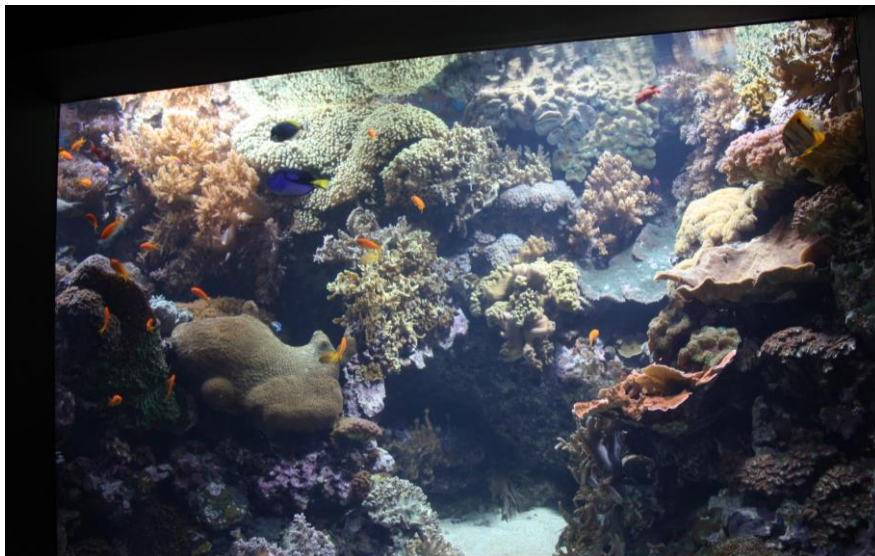


Fig.17 – Corais e peixes da Galeria do Índico.

➤ Corais fluorescentes

As cores magníficas e formas exuberantes do recife de coral são únicas e fascinantes. Aparentemente, os pigmentos fluorescentes protegem estes animais da radiação solar excessiva, atuando como “protetores solares”. Neste aquário o fotoperíodo está invertido para se poder observar essa mesma fluorescência (figura 18). Aqui podem-se encontrar outros corais, tais como os corais-bolha (*Plerogyra sinuosa* – Dana, 1846) e os corais-cato (*Pavona cactus* - Forsk ål, 1775). Existe também a anémoma-cogumelo (*Discosoma sp.* – Rüppel & Leuckart, 1828).



Fig.18 – Corais fluorescentes da Galeria do Índico.

➤ Enguias-de-jardim

Estas enguias vivem em grandes colónias, enterradas na areia. Durante o dia, saem parcialmente dos seus buracos para se alimentarem, viradas para a corrente. Aqui temos duas espécies de enguias, a enguia-de-jardim (*Gorgasia preclara* - Böhlke & Randall, 1981) e a enguia-de-jardim-pintada (*Heteroconger hassi* – Klauswitz & Eibl-Eibesfeldt, 1959).

➤ Peixes-palhaço

Os peixes-palhaço (*Amphiprion ocellaris* – Cuvier, 1830) vivem entre os tentáculos das anémonas, em haréns de machos dominados por uma fêmea. Quando esta morre, o maior macho transforma-se em fêmea. As anémonas que existem neste aquário são as anémonas-do-mar-bolha (*Entacmaea quadricolor* – Leuckart in Rüppel & Leuckart, 1828). Também neste local habita o peixe-anjo-de-dois-espinhos (*Centropyge bispinosa* – Günther, 1860).

➤ Moreias

As moreias têm o corpo muito comprido, a pele sem escamas e uma grande boca com dentes afiados. Embora possam parecer ameaçadoras, as moreias mantêm a boca aberta para respirar, forçando a água a passar pelas brânquias. Apenas mordem acidentalmente ou se provocadas. Aqui habitam várias espécies de moreias, tais como a moreia-pintada (*Gymnothorax favagineus* – Bloch & Schneider, 1801), moreia-estrelada (*Echidna nebulosa* – Ahl, 1789), moreia-zebra (*Gymnomuraena zebra* – Shaw, 1797) e a moreia-dragão (*Enchelycore pardalis* – Temminck & Schlegel, 1846).

➤ Floresta de mangal

As florestas de mangal, com um complexo sistema de raízes, constituem uma importante barreira protetora da zona costeira. São também zonas de maternidade e de crescimento para muitas espécies tropicais. O peixe-arqueiro (*Toxotes jaculatrix* – Pallas, 1767) alimenta-se de insetos, que captura cuspidando jatos de água que atingem

mais de um metro de distância. O remexido-de-pitas (*Scatophagus argus* – Linnaeus, 1766) tolera grandes variações de salinidade.

➤ Adaptação

Por fim, o último aquário da exposição, mostra-nos duas espécies de peixes que são fascinantes exemplos de adaptação à natureza, devido ao formato do seu corpo. Estes peixes são a marinha-de-bandas-amarelas (*Dunckerocampus pessuliferus* – Fowler, 1938) e o peixe-camarão (*Aeoliscus strigatus* – Günther, 1861).

2.2.3. Quarentena

➤ Quarentena

Esta área encontra-se dividida em duas zonas, zona fria e a zona quente. A receção dos animais que chegam ao Oceanário de Lisboa é feita na Quarentena, a não ser que o tamanho do animal não o permita, onde permanecem durante um período nunca inferior a 30 dias, de forma a receberem os tratamentos de quarentena adequados. A quarentena também é responsável, após prescrição pelo veterinário e respetiva consulta do responsável da quarentena, pelos tratamentos dos animais quando estes exibem alguma patologia (que não possa ser tratada no aquário de exposição), pela manutenção de stocks de reserva (caso aconteça algo com os animais da exposição) e é também um local onde os animais que nasceram no ODL, ou que chegam demasiado pequenos, podem crescer até ao tamanho adulto para depois poderem ser expostos. Os tratamentos que os animais recebem depende da patologia mas as técnicas de administração podem ser as seguintes: administração em banhos, via oral ou via intramuscular.

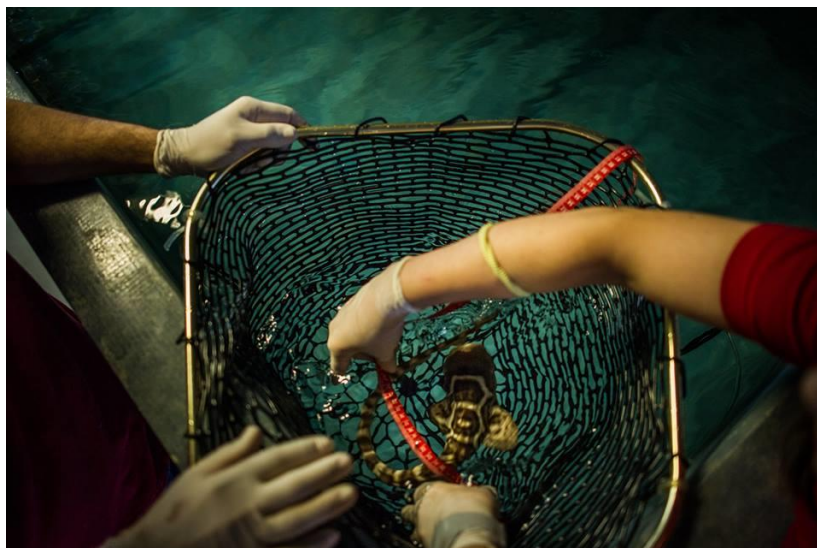


Fig.19 – Medição do comprimento de um tubarão-zebra juvenil (fonte: oceanário.pt).

➤ Sala de cultura

A sala de cultura destina-se à produção de fitoplâncton (*Rhodomonas sp.* – Karsten, 1898) (figura 20) e zooplâncton (rotíferos, copépodes e náuplios de artémia). Esta produção tem uma elevada importância pois é a base da alimentação de muitas espécies (principalmente invertebrados) do ODL.

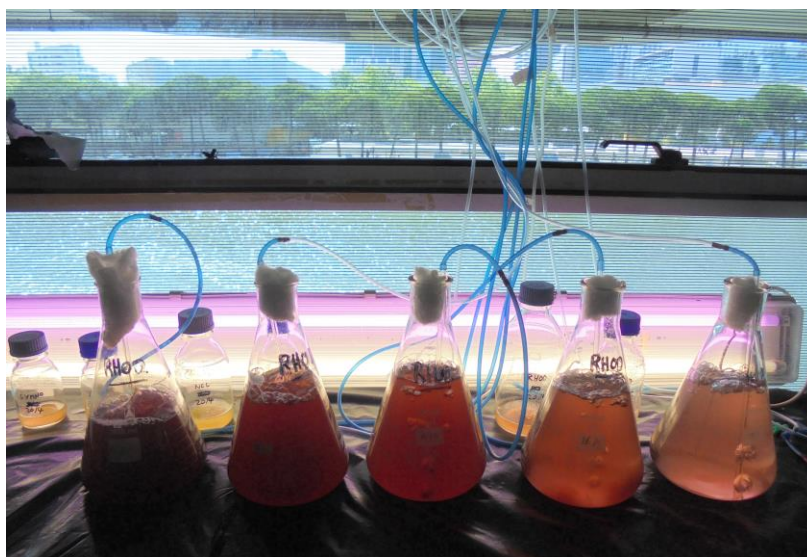


Fig.20 - Produção de Rhodomonas na Sala de Cultura.

Aqui, domina-se o ciclo de vida de algumas espécies de animais, tais como chocos e variadas espécies de medusas. Estas reproduções têm como objetivo controlar o ciclo de vida, de modo a manter o número de animais em exposição sem ser necessário retirá-los da natureza.

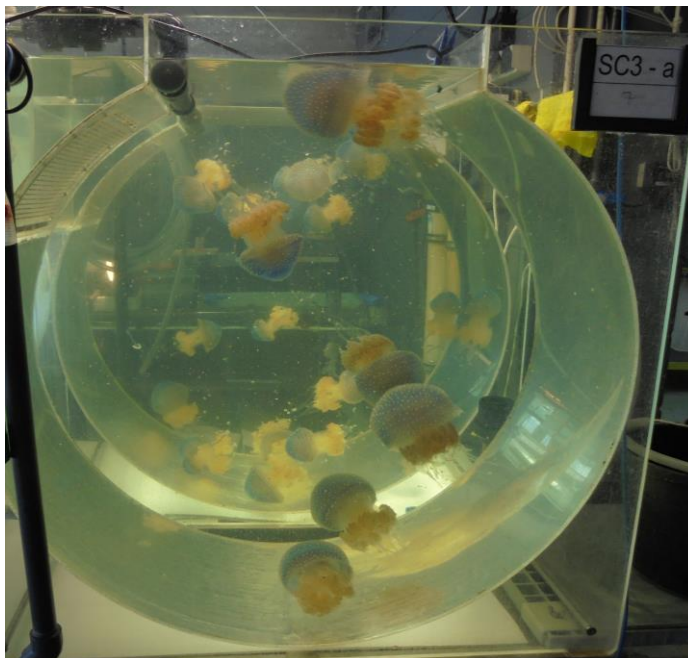


Fig.21 – Produção de medusas-de-pintas-azuis na Sala de Cultura.

➤ Laboratórios

Qualidade da água

Tal como o próprio nome indica, neste laboratório são feitas as análises aos parâmetros físico-químicos de toda a água do ODL, seja de que área for. Os parâmetros analisados são o pH, salinidade, alcalinidade, turbidez, dureza, oxigénio dissolvido (concentração e percentagem), oxidantes, amónia, nitritos, nitratos, enxofre, fosfatos, cálcio, ferro e outros que sejam necessários.

Patologia

Este laboratório é da responsabilidade do veterinário do ODL. Aqui, realizam-se cirurgias e também necrópsias aos animais que morrem.

➤ Exposição temporária

Atualmente, a exposição temporária do ODL tem o nome "Florestas Submersas *by* Takashi Amano". Aqui, está representada a diversidade e riqueza das florestas tropicais.

Estas florestas são escassas no nosso planeta e mais de metade da biodiversidade que existe hoje vive nestas florestas primitivas. Estes habitats são dos mais ameaçados do mundo, apesar da sua importância ecológica.

Esta exposição partiu do convite ao mais famoso *aquascaper*, Takashi Amano, para criar o maior "*nature aquarium*" do mundo, com 160 mil litros de água doce e 40 metros de comprimento. A interpretação artística do autor destes ecossistemas oferecem aos visitantes que por lá passam uma experiência de simplicidade, quietude e também de relaxamento.

Esta exposição tem 40 espécies de peixes tropicais de água doce, 46 espécies de plantas aquáticas e é o primeiro aquário no ODL com assinatura de autor.



Fig.22 – “Florestas submersas by Takashi Amano” na exposição temporária (fonte: oceanário.pt).

3. Componentes de um aquário

A existência de vida num aquário está diretamente ligada à qualidade da água e esta é garantida pelo correto funcionamento do SSV. Podem existir diferentes tipos de sistema, aberto, semi-aberto ou fechado. No ODL a água circula num sistema fechado e passa por bombas, filtros e permutadores de calor e tudo isto é o que se denomina de SSV. No entanto, nem todos os SSV são iguais pois depende do volume de cada aquário, das espécies e da biomassa existente. Existem quatro tipos de filtração: mecânica/física, química, biológica e desinfecção.

Filtração Mecânica

Este tipo de filtração remove da água partículas em suspensão tais como alimentos não ingeridos, dejetos e algas através da sua retenção no equipamento. Consoante o volume de água do aquário usa-se diferentes equipamentos, tais como: lã de vidro, sacos filtradores, filtros de cartucho e filtros de areia. Com o tempo as partículas acumulam-se nos filtros e como tal é necessário proceder à sua limpeza.

Em aquários de menores dimensões (cerca de $1,5\text{m}^3$), como é o caso dos aquários das salas quente e fria da Quarentena e os da Sala de Cultura, habitualmente utiliza-se lã de vidro pois tem uma grande porosidade, o que permite a passagem da água e retenção de partículas de maiores dimensões. Quando a lã de vidro está com demasiada matéria orgânica acumulada deve-se trocar por outra previamente desinfetada e seca. A lavagem deste material é feita com água doce e a desinfecção é feita com lixívia. Em aquários de menores dimensões também se usam sacos filtrantes cuja manutenção é semelhante à da lã de vidro.

Em aquários de dimensões médias (cerca de 12m^3), como é o caso da maioria dos aquários da Quarentena e das Galerias, os filtros mecânicos usados são os filtros de cartucho (figura 23). Neste tipo de filtros a água entra num tubo e por vir sob pressão é obrigada a atravessar um cartucho de um material filtrante. Assim, as partículas em suspensão ficam retidas no cartucho. Na maioria dos aquários usam-se oito filtros de cartucho e a sua manutenção consiste na troca dos cartuchos sujos por outros já limpos, desinfetados e secos. Cartuchos usados lavam-se com água doce, desinfetam-se em lixívia e são postos a secar para serem posteriormente reutilizados, tal como a lã de vidro e os sacos filtrantes.



Fig.23 – Filtros cartucho.

Estes filtros não retiram as partículas do sistema, apenas as acumulam, facilitando a sua remoção. A colmatção dos filtros de cartucho vai alterar o caudal que entra nos mesmos e, por consequência, o caudal de outros equipamentos, daí ser muito importante a manutenção destes filtros. Para além da alteração do caudal, a matéria orgânica acumulada nos filtros leva a um crescimento de bactérias que mesmo que não sejam prejudiciais aos animais podem levar a uma descida de pH, devido à sua ação metabólica (Moe, 1989). A acumulação de detritos pode levar também ao aumento dos valores da amónia.

Em aquários de maiores dimensões (cerca de 300m³), como é o caso dos aquários dos Habitats, utilizam-se filtros de areia como filtração mecânica (figura 24). O mecanismo de funcionamento destes filtros consiste na passagem da água por um material particulado rígido, a areia. A água entra no filtro por cima, atravessa a areia, ficando lá retida a matéria em suspensão, e sai do filtro por baixo. A granulometria da areia, área de superfície do filtro e a velocidade da água determinam a eficácia deste tipo de filtração.



Fig.24 – Filtro de areia.

Tal como nos filtros de cartucho, é necessário retirar os detritos acumulados pelos filtros de areia, de modo a estes não colmatarem. A sua colmatção para além de diminuir o caudal do filtro também diminui a sua eficácia e aumenta a pressão da bomba. Como tal, deve-se realizar periodicamente a contra-lavagem (*back-wash* no termo inglês) dos filtros. Este processo de limpeza consiste em fazer circular a água no sentido inverso ao normal (passa a entrar por baixo e a sair por cima), o que faz com que as partículas que estavam aprisionadas na areia sejam removidas. Durante este processo é preciso ter o cuidado de abrir a válvula para o esgoto, para que a água suja que sai do filtro não entre no aquário. Esta limpeza demora apenas alguns minutos (geralmente três) e no final inverte-se novamente a circulação da água no filtro e repõe-se o nível de água, portanto é sempre feita uma mudança de água no final das contra-lavagens.

Filtração química

Este tipo de filtração tem como objetivo remover moléculas orgânicas dissolvidas que possuem carga elétrica (maioritariamente proteínas) que degradam a qualidade da água. As proteínas entram no aquário através de alimento, fezes e decomposição de matéria orgânica (Sandford, 2000). De um certo modo pode-se dizer que este tipo de filtração é uma filtração mecânica a nível molecular, pois remove substâncias dissolvidas na água, molécula a molécula (Moe, 1989).

No ODL, o principal mecanismo de filtração química é o escumador de proteínas (figura 25). Este aparelho remove matéria orgânica dissolvida, nomeadamente compostos proteicos, antes que estes se decomponham.



Fig.25 – Escumador de proteínas.

Os escumadores de proteínas possuem bombas denominadas bombas Venturi (figura 26), as quais possuem um estreitamento no qual o ar é injetado. Em alguns sistemas é também injetado ozono, e este vai oxidar os compostos orgânicos dissolvidos, facilitando a ligação às bolhas de ar.



Fig.26 – Bombas Venturi.

Esta bomba faz com que o ar injetado forme microbolhas que, ao passar em contra-corrente pela água, permitem a adsorção dos compostos proteicos através das suas partes hidrofóbicas, sendo então libertados para o copo do escumador em forma de espuma. Moléculas orgânicas adsorvidas na superfície das bolhas de ar formam uma espécie de “pele” a volta da bolha e isto permite que ela mantenha temporariamente a sua forma quando sai da água. A espuma formada é acumulada num cone que se encontra na parte superior do escumador de proteínas.

Em escumadores menores, este cone é retirado e lavado diariamente à mão. Os equipamentos de maiores dimensões possuem jatos de água internos e externos para efetuar a sua limpeza. Os jatos de água internos são controlados manualmente e os jatos externos são automáticos. No entanto, mesmo no caso dos escumadores de proteínas de maiores dimensões, existe a necessidade de periodicamente retirar os copos e lava-los manualmente.

Um fator importante para a eficácia de um escumador de proteínas é o tamanho das bolhas de gás, sendo que quanto menores forem melhor, visto que para um mesmo volume, bolhas menores têm uma maior área de contato que bolhas maiores. No entanto as bolhas não podem ser demasiado pequenas senão correm o risco de se dissolverem na água antes de chegarem à superfície, o que levaria ao retorno dos compostos à água.

O uso de ozono, tamanho das bolhas, velocidade do fluxo de ar e tempo de contato melhora a eficácia do escumador de proteínas (Moe, 1989).

Para além dos escumadores de proteínas, em alguns casos o ODL também utiliza carvão ativado (figura 27) para a filtração química. O carvão é muito poroso e tem uma grande capacidade de adsorção, portanto tem a capacidade de captar vários tipos de moléculas da água. A sua capacidade de adsorção vai diminuindo com o tempo de utilização, dependendo da quantidade de composto que já adsorveu, e como tal deve ser substituído regularmente.

No ODL usa-se carvão ativado em aquários que necessitem periodicamente de filtração química, em aquários da Quarentena que tenham terminado tratamentos em banho (para que o medicamento seja removido gradualmente da água) e em mudanças de água durante os tratamentos, para que a água que vai para o esgoto não tenha compostos potencialmente tóxicos para o meio ambiente, daí ter obrigatoriamente que passar por um filtro com carvão ativado.



Fig.27 – Recipiente que contém o carvão ativado.

Filtração biológica

A filtração biológica tem como função a transformação de amónia, que é um composto altamente tóxico, em compostos azotados com toxicidade mais reduzida (Moe, 1989).

A amónia é o principal produto azotado de excreção dos peixes e tem origem no metabolismo das proteínas ingeridas na sua dieta (Sandford, 2000). Porém, o

metabolismo dos peixes não é a única fonte de amónia. A presença de fezes e degradação de restos de alimento é também uma importante fonte de amónia. Proteínas e outros compostos orgânicos presentes nos aquários são consumidos por bactérias heterotróficas, produzindo compostos inorgânicos (principalmente amónia) num processo chamado mineralização.

No ODL pretende-se ter a amónia sempre a 0 mg/L em todos os aquários. Porém, a concentração limite depende das espécies existentes no aquário, visto que algumas são muito resistentes e outras bastante sensíveis.

Então a solução para o problema da toxicidade da amónia está num processo biológico que ocorre naturalmente na natureza, o ciclo do azoto (figura 28). Neste ciclo, a amónia que existe na água é utilizada por bactérias denominadas nitrificantes, as *Nitrosomonas*, que as convertem em nitritos. Este é um processo aeróbico e é o primeiro passo da nitrificação. No entanto, tal como a amónia, os nitritos também são tóxicos para os animais. Porém, a nitrificação tem ainda um segundo passo em que os nitritos são convertidos em nitratos por outras bactérias nitrificantes, num processo igualmente aeróbico. Apesar dos nitratos serem também compostos tóxicos a sua toxicidade para os animais é bastante mais reduzida que a dos compostos que lhe deram origem e como tal os animais conseguem tolerar concentrações bastante elevadas de nitratos (Sandford, 2000).

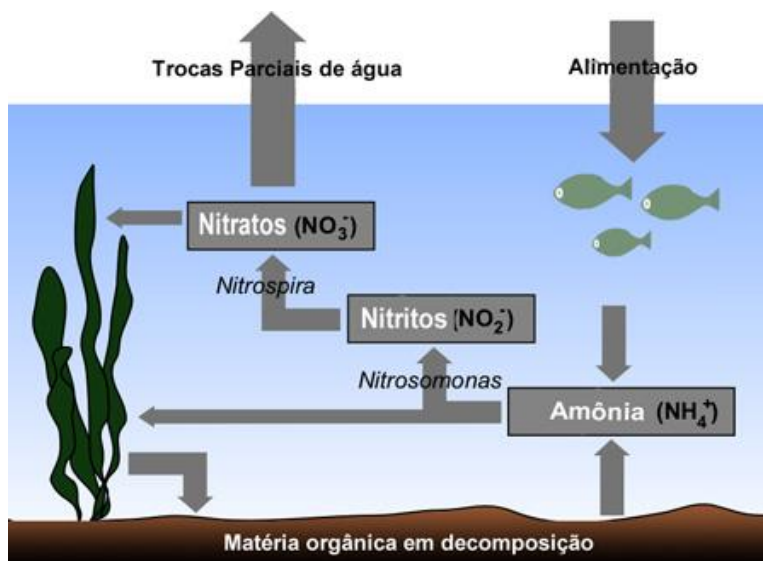


Fig.28 – Esquema representativo do ciclo do azoto (fonte: aquaforum.pt).

Em ambientes naturais, estes nitratos seriam utilizados pelas algas e plantas como nutrientes ou sofreriam desnitrificação por ação bacteriana, sendo convertidos em azoto atmosférico (Moe, 1989). No entanto, num sistema reduzido como é um aquário não se pretende que haja crescimento de algas para que consumam todos os nitratos produzidos. As algas são regularmente eliminadas dos aquários. Por este motivo, a única forma existente para controlar a concentração de nitratos na água é a realização de mudanças de água parciais e periódicas, de modo a diluir os nitratos presentes na água. Estas mudanças de água também podem ser feitas para diminuir a amónia, ou fazerem parte do esquema habitual de manutenção do aquário (simples mudanças de água calendarizadas), ou de mudanças de água devido a contra-lavagem dos filtros de areia ou por sifonagens do fundo do aquário.

No ODL, existem estruturas que promovem a nitrificação, denominadas de biofiltro (figura 29). Este não é mais que um recipiente de dimensões variáveis com boa oxigenação no qual é colocado um substrato para a fixação das bactérias nitrificantes. Para que exista uma oxigenação eficaz em todos os biofiltros existe um chuveiro no topo do recipiente e como o substrato não se encontra totalmente submerso há, portanto, um maior contato entre a água e o ar. O fator oxigenação é importante pois facilita a manutenção do processo de nitrificação (Sandford, 2000).

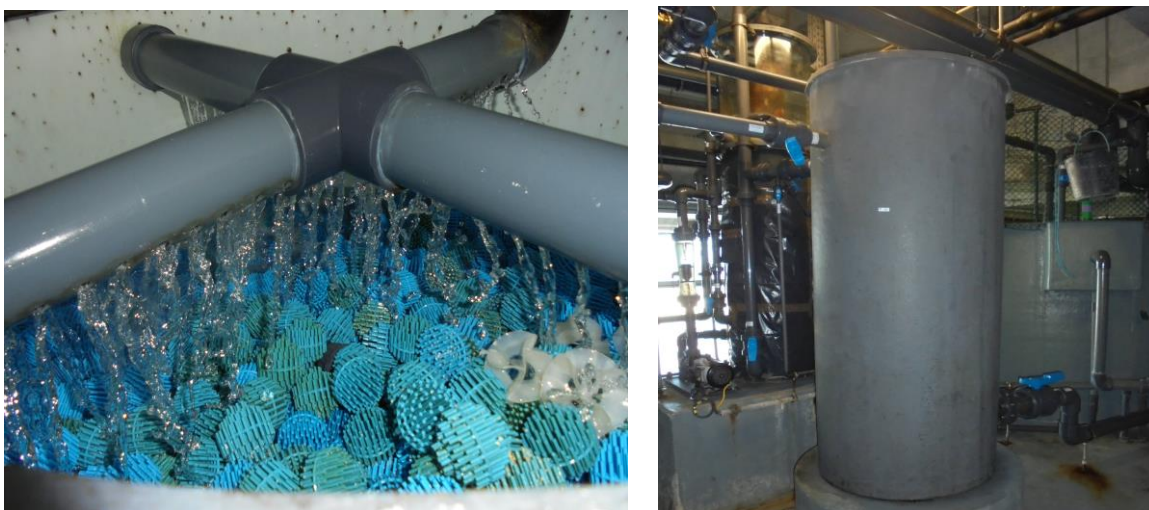


Fig.29 – Biobolas e chuveiro do biofiltro (esquerda) e recipiente do biofiltro (direita).

Como substrato usam-se essencialmente biobolas pois têm uma grande superfície disponível em relação ao seu volume, por isso são usadas como substrato de fixação. Os biofiltros são tapados para que não se formem algas.

O biofiltro é o principal componente para que exista uma boa qualidade da água. Um pequeno problema no biofiltro pode levar a um pico de amónia que pode por em risco a saúde dos animais do aquário.

As bactérias nitrificantes são bastantes sensíveis a alterações bruscas de salinidade e temperatura, pelo que é necessário ter cuidado com alterações das mesmas nos aquários (devem ser feitas gradualmente). É também importante referir que a filtração biológica ocorre em todo o sistema pois apesar das bactérias estarem concentradas no biofiltro elas espalham-se por outros equipamentos.

Desinfecção

Pode-se considerar a desinfecção da água como um quarto tipo de filtração pois remove microrganismos indesejáveis da água (bactérias, vírus, fungos ou fases livres do ciclo de vida de parasitas) (Moe, 1989). A desinfecção pode ser feita com ozono ou com luz ultravioleta.

Em aquários mais pequenos usam-se filtros de luz ultravioleta (figura 30) para a desinfecção da água. Esta luz é altamente nociva para todas as formas de vida, mas o seu uso em aquariologia é eficaz e seguro para os animais, pois a luz está confinada a um tubo próprio para esse fim (Sandford, 2000).

A passagem da água no filtro ultravioleta faz-se após a filtração física, de modo a aumentar a eficiência deste equipamento. O que não fica retido na filtração física é destruído na desinfecção. Caso existissem partículas nos filtros ultravioleta estas, quando iluminadas pela luz, iam criar zonas de sombra, logo a desinfecção não seria tão eficaz.

Os raios ultravioleta impedem os microrganismos de se reproduzirem pois destrói o ADN das suas células ou criam espécies reativas de oxigénio na água que está dentro e ao redor das células (Moe, 1989).

Nunca se deve olhar diretamente para esta luz porque o mesmo comprimento de onda que elimina agentes patogénicos pode danificar tecidos dos olhos humanos.

A luz ultravioleta não é tão eficaz como o ozono mas é mais seguro e menos complexo pois não tem a capacidade de destruir microrganismos presentes no sistema que não passem pelos tubos de luz ultravioleta.



Fig.30 – Filtros ultravioleta.

Nos aquários de maiores dimensões utilizam-se torres de contacto de ozono para a desinfecção. Aqui, é injetado ozono proveniente dos geradores de ozono. Este ozono é injetado apenas numa secção da torre, servindo todo o resto da torre para dissipar esse mesmo ozono antes da água regressar ao sistema.

O ozono (O_3) é uma molécula instável e facilmente se degrada em oxigénio molecular (O_2) e no radical livre de oxigénio (O). Este átomo vai interagir com moléculas orgânicas e inorgânicas que encontra e também bactérias, o que faz com que o ozono seja um poderoso oxidante e uma grande ajuda na manutenção da transparência da água (Moe, 1989).

Porém, é necessário ter muito cuidado com o ozono pois pode causar problemas aos animais dos aquários ou até com as bactérias nitrificantes devido ao facto dos radicais livres não oxidarem apenas as substâncias nocivas da água. Apenas uma

pequena parte da água do sistema passa pelas torres de contato e antes de voltar ao aquário mistura-se com a água proveniente das outras partes do sistema. Portanto, os radicais livres vão reagir com os compostos que se encontram na água que não passou pela torre, diminuindo assim o risco de entrada de oxidantes no aquário.

É importante regular a injeção de ozono no sistema, isto depende do volume do aquário e das suas condições (biomassa e quantidade de alimento fornecido).

O ozono para além de ser usado nas torres de contato também melhora a eficácia dos escumadores de proteínas uma vez que reduz os compostos orgânicos dissolvidos na corrente de água em moléculas mais pequenas. Esta substância é injetada de uma forma contínua, sendo o caudal regulado consoante o valor de Potencial Oxidação-Redução (ORP - *Oxi-Reduction Potencial*). O ORP serve para controlar o excesso de oxidação no aquário e não para medir a quantidade de ozono existente no aquário. O ORP nas torres de contato é maior ou igual a 700 enquanto que nos escumadores de proteínas o ORP é sempre menor ou igual a 400 pois o ozono é usado para diferentes fins (não existe desinfecção da água nos escumadores de proteínas).

Tanto o ozono como a luz ultravioleta podem alterar a estrutura de vários compostos, portanto devem ser desligados sempre que algum aquário da Quarentena esteja em tratamento (administração em banhos).

Arejamento

Arejamento é a mistura de ar e água, o que facilita as trocas gasosas entre os dois. Nestas trocas gasosas o oxigénio presente no ar dissolve-se na água e o dióxido de carbono e nitrogénio presentes na água são libertados para o ar (Moe, 1989).

Grande parte destas trocas gasosas ocorrem naturalmente na superfície da água dos aquários e também ocorrem nas cascatas de água dos escumadores. Os escumadores, como acontece em piscinas domésticas, asseguram a limpeza da superfície da água, uma vez que fazem com que a camada superficial da água esteja constantemente a ser conduzida ao sistema de filtração. Para tal, o escumador encontra-se ligeiramente abaixo do nível da água, atuando por ação da força da gravidade.

No entanto, para melhorar a eficácia das trocas gasosas usam-se também pedras difusoras ligadas a linhas de ar submersas em quase todos os aquários. A presença

deste mecanismo leva à formação de pequenas bolhas de ar que não só possibilitam as trocas gasosas a meio da coluna de água, como também levam à agitação da superfície, facilitando as trocas que aí acontecem. Em alguns aquários usam-se *air-lifts* (figura 31), que consistem numa pedra difusora dentro de um tubo de pvc. O ar libertado da pedra difusora mistura-se com a água e causa a sua saída no topo do tubo. Isto melhora a circulação da água, causa agitação da superfície e, como tal, promove as trocas gasosas.

Para além disto ainda existem trocas gasosas nos escumadores de proteínas devido à injeção de ar através do efeito venturi e na cascata de água presente nos biofiltros, como já foi referido antes.



Fig.31 – Air-lifts.

Permutadores de calor

O principal regulador da temperatura dos aquários é o permutador de calor (figura 32). Este equipamento permite regular a temperatura da água conforme as necessidades das espécies existentes em cada aquário (Sandford, 2000). Cada espécie tem um limite máximo e mínimo de tolerância à temperatura, portanto é importante manter a temperatura dos aquários constante e sempre dentro de determinados limites (Moe, 1989).

Assim, o permutador de calor é indispensável, pois permite o aquecimento ou arrefecimento da água. Funciona por um sistema de contra-corrente no qual a água passa por um tubo paralelo a outro, no qual circula em sentido contrário água gelada ou água quente.



Fig.32 – Permutador de calor.

A temperatura da água à saída do permutador não corresponde necessariamente à temperatura que se pretende ter no aquário, pois nem toda a água do sistema passa pelo permutador e como tal a temperatura altera-se até chegar a um equilíbrio.

No entanto, a temperatura da água pode variar devido a outros fatores: aumenta quando as luzes do aquário estão ligadas, quando o ar que está em contacto com a água está quente (devido ao ar condicionado ou em dias quentes) e devido ao uso de termóstatos (em aquários mais pequenos). A temperatura diminui por convecção com correntes de ar, evaporação da água e devido ao uso de refrigeradores.

Os permutadores de calor encontram-se a seguir aos filtros de modo a manter o equipamento funcional por mais tempo, uma vez que as partículas em suspensão entupiriam rapidamente as placas do permutador.

Controlo dos sistemas de suporte de vida

O controlo dos sistemas de suporte de vida de todo o Oceanário é da responsabilidade do Departamento de Engenharia e a verificação diária dos sistemas de suporte de vida dos Habitats também é feita por eles, duas vezes por dia. Quanto ao Departamento de Biologia, este tem a responsabilidade de verificar se está tudo operacional nos sistemas das Galerias, Quarentena e Sala de Cultura, através da verificação visual dos vários componentes do sistema e também de alguns

componentes dos sistemas dos Habitats. Aqui, o Departamento de Biologia controla a altura da água nos escumadores, a temperatura da água e o potencial de oxidação-redução.

Quanto aos sistemas das Galerias, Quarentena e Sala de Cultura, são verificados duas vezes diariamente (início da manhã e final do dia) os sistemas de suporte de vida. Desta forma, analisa-se estes sistemas ao observar as condições de determinados pontos de controlo, para que se possa detetar qualquer falha que possa existir nos sistemas.

Em relação aos escumadores (figura 33), é observada a altura da água nos mesmos, para garantir que não há entrada de ar na bomba e que a cascata, quando existe, tem altura suficiente para maximizar as trocas gasosas.



Fig.33 – Escumador (esquerda) e cascata de um dos escumadores (direita).

Quanto ao pré-filtro da bomba (figura 34), é necessário verificar se este está limpo e sem bolhas de ar. Se o pré-filtro estiver sujo pode causar um aumento de amónia e se tiver bolhas de ar pode fazer com que a bomba sugue esse ar e para além de poder danificar a bomba pode criar um problema grave: a sobre-saturação. Isto acontece quando a bomba suga ar, criando pequenas bolhas de ar, estas espalham-se por todo o sistema e podem alojar-se nos tecidos dos animais e causar embolias gasosas, levando à sua morte (visto que podem alojar-se nas suas brânquias e impedir a sua respiração).

Em relação às bombas, o seu bom funcionamento é assegurado pela verificação da temperatura da caixa de rolamentos, assim como da pressão a que água se encontra ao sair da mesma.



Fig.34 - Vista de cima de um pré-filtro (esquerda) e bomba com pré-filtro (direita).

No que toca a filtros de cartucho, é verificado o seu estado (ver se não há nenhuma fuga de água) e, a partir de um caudalímetro, é anotado o caudal que passa no equipamento. Este controlo permite perceber se o filtro está colmatado ou não, e assim verificar se há necessidade de mudar os cartuchos.

Quando a filtração mecânica é feita por filtros de areia, é observado o seu estado e anotadas as pressões de entrada e saída do filtro, assim como o caudal de entrada. Neste caso, a verificação do caudal também permite definir se o filtro está ou não muito colmatado e, conseqüentemente, se há necessidade de se fazer *back-wash*.

Quanto ao filtro ultravioleta, verifica-se o seu estado, se todas as lâmpadas estão a funcionar e se não há nenhum filtro quente.

No permutador de calor são apontadas as temperaturas de entrada e de saída do mesmo.

Em relação ao escumador de proteínas, verifica-se o estado do mesmo, o nível da água, o fluxo de ar e o caudal. Também o bom funcionamento da bomba de Venturi é assegurado, através da verificação do seu estado, da sua temperatura da caixa de rolamentos e da observação do seu caudal. Quando os escumadores de proteínas têm injeção de ozono verifica-se também o potencial redox da água à saída do escumador, através de uma sonda ORP. É importante observar também se as válvulas de entrada e

saída desta sonda estão abertas, assim como verificar se a válvula automática de entrada de ozono no escumador está aberta ou fechada. Isto permite-nos, no caso dos ORP estarem altos, saber se continua a haver injeção de ozono ou se esta já foi interrompida, ou o contrário, ou seja, estando o ORP baixo verificar se a válvula se encontra aberta ou se a causa da descida do ORP é o facto de não estar a ser injetado ozono.

Nos aquários que possuem reator de cálcio (aquários com corais), verifica-se o seu estado, existência de bolhas de ar e se a válvula de entrada de dióxido de carbono no reator se encontra aberta ou fechada. Na maioria dos aquários deve-se ter a válvula fechada durante a noite, por uma questão de segurança em relação ao pH.

No biofiltro é observada a altura da água do mesmo, permitindo saber se está a entrar o caudal certo e se existe colmatagem do filtro.

Verifica-se também o funcionamento dos sistemas de arejamento.

Durante o preenchimento da folha de SSV (figura 35), observa-se também se a iluminação do aquário está ligada, assim como o estado e a pressão de saída das bombas de efeitos especiais ou de circulação, quando existem.

No período da manhã, é também apontada a temperatura da água do aquário, observada a partir de termómetros.

Por fim, é observado o estado geral do aquário e dos animais nele presente, quer interiormente, quer através da perspetiva do público (no caso das Galerias e Habitats).

Tanque: Q5, 6

Tanque:

Data:	Aquarista:					Aquarista:				
	Bomba FP	Filtro UV	Filtro Cartucho	Escum. Proteínas	Biofiltro	Bomba FP	Filtro UV	Filtro Cartucho	Escum. Proteínas	Biofiltro
Estado (OK)										
Pressão OUT (bar)										
Caudal água (m3/h)										
Nível água (OK)										
Fluxo de ar										
Sondas (°C)	In:		Out:			In:		Out:		
Arejamento										
Skimmers										
Pré-filtro										
Temperatura:	Comentários:					Comentários:				

Fig.35 – Exemplo de uma seção de uma folha de SSV de um aquário da quarentena (fonte: documento interno do ODL).

Para além de todo este controlo por parte dos aquaristas, todos os sistemas são controlados informaticamente através da ligação de várias sondas, caudalímetros, manómetros de pressão, boias de nível da água e outros ao BMS. Neste sistema estão pré-definidos limites mínimos e máximos para cada parâmetro analisado, sendo

automaticamente disparado um alarme e, em muitos casos, é resolvido o problema assim que este soa.

Por exemplo, os escumadores dos grandes aquários possuem bóias que informam o nível de água do mesmo. Quando a altura atinge o limite mínimo o alarme é disparado e a válvula de saída do escumador é fechada automaticamente.

Este sistema informático permite observar numa única sala, em tempo real, o estado de todos os aquários do ODL.

Circulação da água

Não basta que os equipamentos usados nos sistemas sejam de qualidade pois só quando o circuito percorrido pela água no sistema é adequado é que é garantido o bom funcionamento do mesmo.

Apesar do objetivo dos equipamentos ser o mesmo, utilizam-se sistemas diferentes em aquários grandes e aquários pequenos. Assim, no caso dos aquários de dimensões reduzidas, a água sai do aquário por uma saída de fundo e também por um ou dois escumadores. De seguida, a água que sai do aquário entra numa bomba, atravessando primeiro um pré-filtro. Este evita a entrada de fragmentos grandes na bomba, que a poderiam danificar. Para além disso, pode reter animais que, por rotura da rede de proteção das sucções, se encaminhassem para a bomba. A bomba é responsável por impulsionar a água para todo o sistema e, a partir desta parte, a água segue para os filtros de cartucho, enquanto que outra parte circula em direção ao escumador de proteínas. Ao passar pelos filtros cartucho, a água segue para os filtros ultra-violeta. A partir daqui a água segue três sentidos diferentes. Parte segue diretamente para o aquário, outra vai passar pelo permutador de calor e a restante segue para o biofiltro. A água que anteriormente seguiu diretamente da bomba para o escumador de proteínas segue deste para o biofiltro. Por fim, a água que passa no biofiltro segue novamente para o aquário fechando o circuito. A entrada de água é feita a meio da coluna de água do aquário. Este é o esquema geral da maioria dos aquários de dimensões reduzidas.

No caso de um aquário de dimensões superiores, como, por exemplo, o aquário do habitat do atlântico (figura 36), existem três escumadores, com as mesmas funções que nos aquários mais pequenos, e duas saídas de fundo. Uma parte da água é

[illegible]

É no Plaza que é feita a produção e tratamento de três tipos de água.

4.1. Água nova

Tal como foi referido antes, o ODL fabrica a sua própria água e esta tem o nome de água nova ou água make-up. Semanalmente, são produzidos aproximadamente 120m³ de água nova. Esta água é utilizada na Quarentena, Galerias e no habitat do índico. Para a produção de água nova utiliza-se sal do Mar Vermelho e água da Epal que passou previamente pelos filtros de carvão ativado. Utiliza-se três toneladas de sal, uma tonelada do tipo A e duas toneladas do tipo B. A diferença destes dois tipos de sal reside no simples facto do tipo B ser constituído apenas por cloreto de sódio enquanto que o tipo A tem outros oligoelementos presentes no sal.

A água demora três dias a ser feita, sendo que no primeiro dia a água é misturada com os dois tipos de sal, no segundo dia são retiradas amostras para verificar a salinidade, sendo que esta deve estar entre 32,5‰ e 32,7‰, como tal e consoante as salinidades medidas, é adicionada mais água doce ou sal se for o caso, a fim de chegar ao setpoint pretendido. Para além de se medir a salinidade, o laboratório também analisa o pH, alcalinidade, oxidantes, nitratos, fosfatos, entre outros. No terceiro dia retiram-se mais amostras e verifica-se novamente as salinidades. Se esta estiver no setpoint antes referido e a restante qualidade de água esteja nos parâmetros pretendidos a água nova está pronta a ser usada.

4.2. Água recuperada

Visto que o ODL é um aquário de sistema fechado quase toda a água é reciclada. No Plaza existem dois tanques de recuperação de águas sujas (BWR1 e BWR2) provenientes das sifonagens e contra-lavagens dos filtros de areia das galerias, quarentena e habitats. Maioritariamente é o BWR1 que recebe estas águas. As águas sujas começam a cair no BWR1 logo de manhã, começando de seguida o tratamento desta mesma água. O sistema de tratamento do BWR1 contempla um filtro de areia, um escumador de proteínas e uma torre de contato de ozono. O caudal de filtração é de aproximadamente 30m³/h. Às 16h este caudal é reduzido para 15m³/h e inicia-se a adição de cloreto de lantânio (LaCl₃) através de uma bomba doseadora. Este químico é um floculante e irá agregar-se às partículas em suspensão formando um precipitado que fica retido no filtro de areia. Às 20h retira-se uma amostra do BWR1 e medem-se

oxidantes, se estes forem inferiores a 1mg/L então considera-se que a água está tratada. Estando a água do BWR1 tratada, inicia-se a passagem para outro tanque (CBW1). Esta passagem é efetuada durante a noite, portanto no dia seguinte o CBW1 está cheio de água recuperada pronta a utilizar nos habitats e quarentena (quando necessário). Antes desta água ser utilizada, o laboratório retira uma amostra e mede os oxidantes e turbidez. Se estes valores estiverem conformes, a água pode utilizar-se. Com isto inicia-se um novo ciclo de tratamento de água.

4.3. Água desnitrificada

Como foi referido anteriormente, o ODL é um aquário de sistema fechado, e sendo quase toda a água reciclada, os nitratos começam a acumular, não sendo benéfico para os animais. Para contrapor esta tendência, usa-se um desnitrificador heterotrófico.

A água reciclada é acumulada num reservatório/tanque (R1) que abastece um reator biológico. Dentro deste reator está esferovite em forma de pequenas bolas que servem como suporte para as bactérias desnitrificantes. Utiliza-se metanol como fonte de carbono para estas bactérias fazerem o seu papel: transformar nitratos em nitritos e nitritos em azoto livre.

A água do R1 (água reciclada) segue para o reator (onde atravessa a esferovite e leva com injeção de metanol), depois para a caixa de sedimentação (onde fica retida alguma matéria orgânica e filme bacteriano), depois para o escumador de proteínas, depois pela torre de contato de ozono (serve apenas como ponto de passagem, não tem ozono) e finalmente é acumulada no reservatório R2, onde a água já é desnitrificada.

Do R2 a água vai para o BWR2 (tanque de tratamento) onde é tratada com ozono, para além de ser sujeita à filtração mecânica do filtro de areia (este sistema é idêntico ao do BWR1, apenas não tem escumador de proteínas e não tem injeção de LaCl_3). Após o tratamento (feito durante a noite) são feitas as análises necessárias a esta água (à semelhança do CBW1) e está pronta a ser utilizada. O facto do desnitrificador ser independente, ou seja, não está ligado diretamente a nenhum aquário, permite a escolha do aquário onde se irá utilizar esta água. Para isto, verificam-se os valores de nitratos dos habitats e pondera-se qual ou quais aquários necessitam de baixar estes

valores. E visto que estamos perante um sistema fechado, ao baixarmos os nitratos de um determinado aquário estaremos a baixar, ao longo do tempo, os nitratos da água recuperada (ou reciclada).

5. Rotinas gerais

5.1. Habitats

A primeira tarefa a realizar em qualquer habitat é verificar, em ambos os pisos, o estado de todos os animais, de modo a controlar o seu estado de saúde e ir vigiando quaisquer comportamentos fora do normal. De seguida, deve-se recolher uma amostra de água que será posteriormente analisada no laboratório. Depois pode-se proceder às limpezas do habitat. No caso do aquário central e do habitat do Índico estas limpezas só são feitas em mergulho, já nos restantes habitats a limpeza é feita diariamente com o uso de máquinas de pressão e mergulhos de limpeza também são feitos em alguns dias da semana. No final da limpeza diária com a máquina de pressão é necessário desinfetar todo o habitat com desinfetante, de modo a reduzir a presença de microrganismos que possam prejudicar a saúde dos animais. Este desinfetante é regularmente trocado para que os microrganismos não ganhem resistência ao mesmo.

Às 10h é dada a primeira alimentação de todos os habitats (com exceção das lontras pois a esta hora é dada a segunda alimentação, elas têm mais refeições que os outros animais dos habitats).

De seguida, a seguir ao intervalo da manhã e até à hora de almoço, é necessário ir para a sala de preparação de alimentos para preparar as refeições da tarde, adiantar refeições do dia seguinte e pôr peixe a descongelar (esta parte é feita por estagiários e outros aquaristas que não estejam em mergulhos de limpeza ou de alimentação). Às 12:45 é dada mais uma alimentação, neste caso apenas dos peixes-lua e manta do aquário central e das lontras.

Durante o período da tarde, é necessário ir ao laboratório ver os valores da qualidade da água e também ao BMS verificar os gráficos de ozono de cada habitat e registar a temperatura mínima e máxima do ar do habitat nesse dia. Às 15:15 é a hora de mais uma refeição de todos os habitats, sendo que depois só resta preencher os registos das alimentações e os registos da qualidade da água.

Alimentações de cada habitat

➤ Aquário Central

Só existem duas espécies de animais que são alimentados três vezes por dia neste habitat. São os dois peixes-lua (*Mola mola*) e a manta-diabo (*Mobula mobular*) (figura 37). É importante certificar-nos que comem a quantidade estipulada de alimento em cada refeição, por isso são alimentados à mão no caso dos peixes-lua (usando um target que os animais reconhecem e dirigem-se para o mesmo, sendo que existe um target diferente para cada um) e usa-se uma vara com um copo na ponta para a manta, sendo que esta reconhece o copo e ao passar perto dela vira-se o copo e esta engole tudo de uma vez (são dados dois copos por refeição). A manta alimenta-se com camarinha (pequeno crustáceo) e os peixes-lua comem uma gelatina de espinafres e lula ou pescada, alternando entre estas duas dia sim dia não.

Quanto aos tubarões, estes são alimentados com vara duas vezes por semana com vários peixes inteiros (maruca, pescada, salmão) e os restantes peixes são alimentados três vezes por semana. As raias comem à mão em mergulho e para alimentar os peixes mais pequenos simplesmente atira-se alimento para a água (mistura de variados peixes, moluscos e crustáceos) (figura 38).



Fig.37 – Alimentação da manta (esquerda) e de um dos peixes-lua (direita) do Aquário Central.

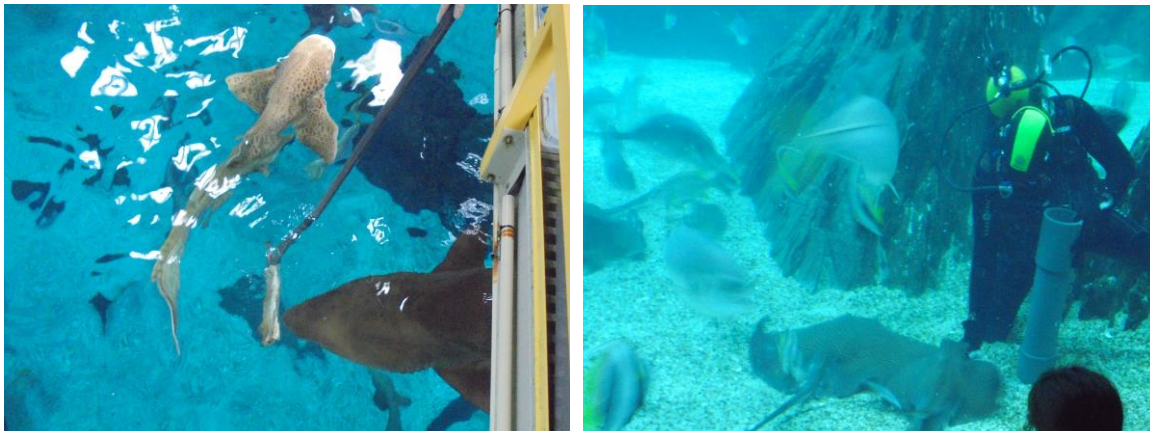


Fig.38 – Alimentação do tubarão-touro (esquerda) e das raias (direita) do Aquário Central.

➤ Habitat do Atlântico

Aqui, os peixes comem duas vezes por semana e as aves (tordas, araus e papagaios-do-mar) comem duas vezes por dia (3,200kg diários). A alimentação é feita da seguinte forma: ao entrar no habitat vai-se ao encontro das aves por todo o habitat e atira-se o alimento para cada ave, controlando quem come e quantos peixes come. No caso de os ninhos estarem abertos alimenta-se também as aves que lá estão, à mão na maioria dos casos. Cada ave tem uma braçadeira com cores na pata e as cores correspondem a um número, sendo assim possível identificar cada ave. De seguida, deve-se colocar em pratos com gelo o restante alimento e espalha-los em sítios definidos. Na refeição seguinte recolhem-se os pratos, pesam-se as sobras e regista-se o valor das mesmas. Estas aves são alimentadas com espadilha, capelin, filetes de arenque e galeota.

➤ Habitat do Antártico

Neste habitat os peixes comem uma vez por semana e tanto os pinguins como as andorinhas-do-mar comem duas vezes por dia. Estas refeições diárias são realizadas de diferente forma conforme os ninhos dos pinguins estejam abertos ou fechados. Caso estejam fechados (como acontece de Novembro a Fevereiro) existem três locais onde os pinguins são alimentados à mão (figura 39): à entrada do habitat, no topo

da rampa da água e perto da água (só no último é que os pinguins não saem da água para comer). Quando os ninhos estão abertos, entre os três locais de alimentação deve-se ir a todos os ninhos e alimentar os casais que lá estejam. No final da alimentação deve-se atirar algum alimento para a água, para que os pinguins mais “receosos” de comer à mão também tenham acesso ao peixe.

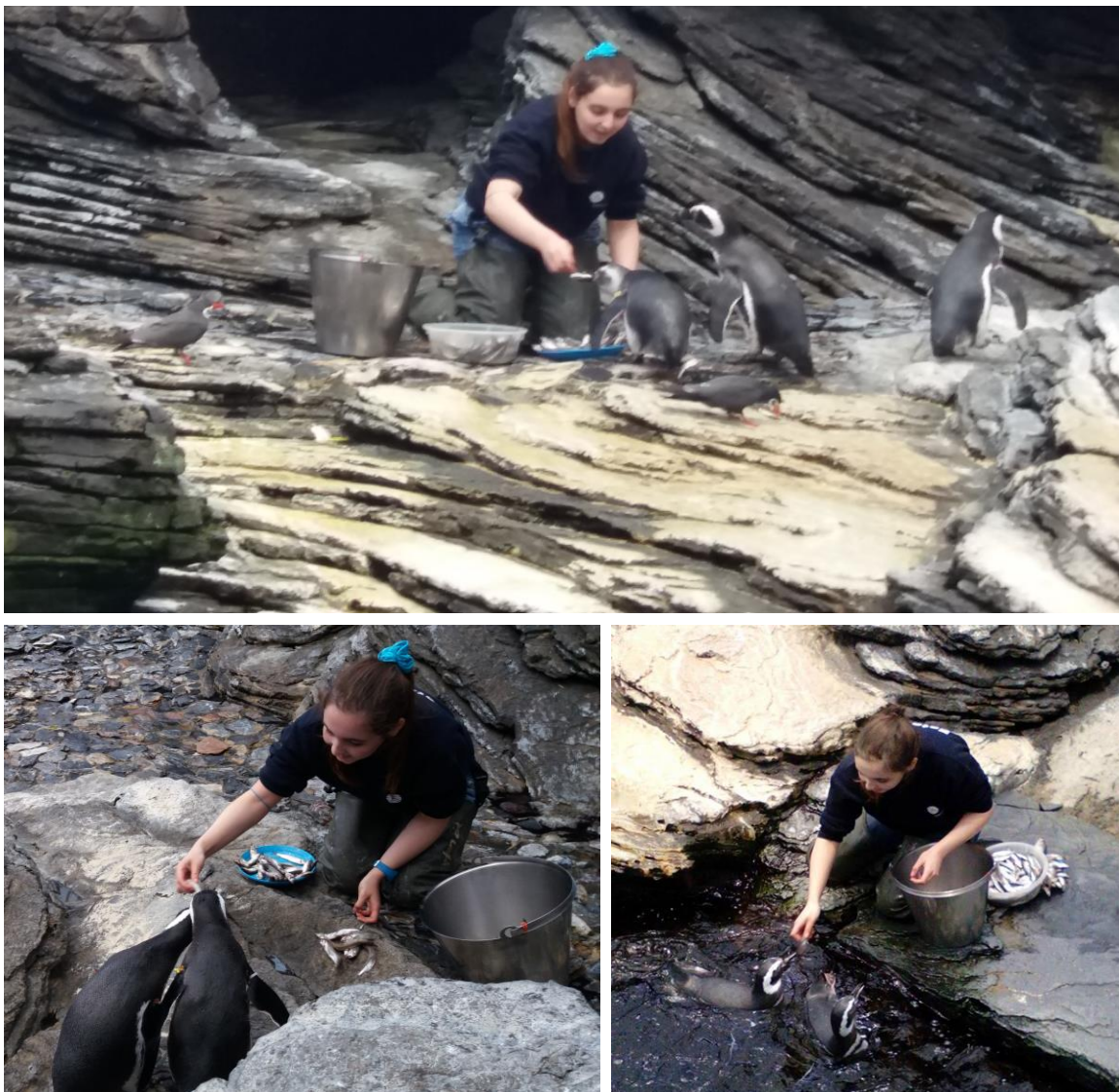


Fig.39 – Alimentação dos pinguins nos três locais habituais.

Cada pinguim tem uma braçadeira com diferentes combinações de cores, correspondente a um número e esse número corresponde a um nome (figura 40). Os pinguins são animais muito inteligentes por isso são capazes de reconhecer o seu nome daí ser muito importante a interação com eles durante as refeições e chamar pelo seu nome enquanto são alimentados.

1		BOWSER	F	34		OKI	M
2		MARCELO	M	37		PANTUNES	F
4		BUZZARD	M	40		GOTA	F
5		DAVID	M	44		JUANKI	M
7		JOY	F	46		OLIVER TWIST	M
8		LUCKEY	F	47		SAL	M
9		WENNIE	F	48		CID	M
10		CHERRY	F	49		LUCI	F
12		LEMON	F	50		LEO	M
13		CHUNKY	M	51		LOPA	M
14		ZORRINA	F	52		LOBO	F
16		BÉBÉ	M	53		LUCA	F
22		FRANK	M	54		EVA	F
23		NOVA	F	55		GASPAR	M
24		OBELIX	M	57		XICO	M
25		JOE	F	58		BLACKY	M
31		MARECOS	M	59		DAISY	F
33		TUKS	F	60		YOSHI	M

F | FÊMEA FEMALE M | MACHO MALE

Fig.40 – Nomes dos pinguins do Habitat do Antártico.

Os pinguins são alimentados com capelin e espadilha. Na altura da muda comem cerca de 16kg por dia e nos restantes meses do ano comem 9,5kg.

Quanto às andorinhas-do-mar, são alimentadas no final da alimentação dos pinguins, sempre no mesmo local. São atirados filetes de arenque a cada um e de seguida atira-se uma mão cheia deles para a água e elas mergulham para os ir buscar.

Isto é feito para simular os mergulhos que fariam na natureza para pescar o seu alimento. O restante alimento (vários tipos de peixes pequenos) é colocado em dois pratos com gelo e postos em dois locais exclusivos para as andorinhas-do-mar. No final da refeição deve-se pesar o peixe dos pinguins que sobrou e pesar as possíveis sobras que existam nos pratos da última refeição das andorinhas, para posterior registo.

➤ Habitat do Pacífico

As lontras têm um metabolismo muito acelerado e por isso precisam de comer todos os dias o equivalente a 30% do seu peso. Daí a necessidade da Micas e da Maré terem 5 refeições por dia. Esta necessidade também está relacionada com o facto das lontras precisarem de produzir calor para manter a sua temperatura corporal, visto estas não terem uma camada de gordura subcutânea que as proteja do frio.

Estas alimentações são muito variadas e consistem em camarões, maruca, pescada, espadilha, polvo, navalhas, ameijola, sapateira inteira, entre outros.

A primeira refeição do dia é dada na backarea do habitat, onde o responsável aproveita para as treinar enquanto as alimenta. Existem diferentes tipos de treino, como “station”, “stay”, “follow” entre outros.

Nas restantes refeições as lontras estão na água e acontece o seguinte: o aquarista senta-se no tronco, põe dois dedos de cada mão ao alto em direção às lontras e diz “station” (figura 41). Quando as lontras ficam na posição desejada diz-se “good” e só aí é que a alimentação começa, atirando-se comida para cada uma delas e dando-se à mão de vez em quando. Quando a alimentação termina deve-se levantar ambas as mãos, com palma aberta, olhar para elas e dizer “acabou”.



Fig.41 – Início da alimentação (esquerda) e Micas a receber alimento (direita).

Os peixes deste habitat são alimentados duas vezes por semana em mergulho e o ostraceiro come duas vezes por dia. O alimento (pequenos peixes e amêijoas) é colocado num prato com gelo num sítio definido.

➤ Habitat do Índico

Os animais deste habitat são alimentados duas vezes por dia, com exceção das uge-de-manchas-azuis que apenas comem uma vez por dia. Na primeira parte da refeição alimentam-se os diferentes peixes tropicais (com náuplios de artémia, mistura de legumes e mistura de peixe de diferentes tamanhos, tudo atirado para a água em locais definidos) e de seguida procede-se à alimentação das três uges (na refeição da tarde, de manhã elas não comem). É usado um target que se coloca na água e elas vêm ter com o aquarista a uma zona menos profunda e aí são alimentadas à mão (figura 42). Cada uge tem um número (1, 2 ou 3) e distinguem-se pelo padrão das pintas azuis, para que depois se possa registar a quantidade de alimento que cada uma consumiu. Em cada refeição diária é oferecido 250g de capelin, camarão, entre outros.



Fig.42 – Alimentação das uges-de-manchas-azuis do Habitat do Índico.

5.2. Galerias

Primeiramente deve-se ir ao laboratório e levar os copos de amostras estipulados para a galeria. De seguida, pelo lado do público, deve-se verificar todos os aquários para verificar se os animais estão bem e se não há nenhuma decoração fora do sítio. De regresso à galeria deve-se verificar o SSV de todos os aquários, recolher as amostras e levá-las para o laboratório, assim como as temperaturas de cada aquário.

De volta à galeria, até as 10h (hora de abertura ao público) todos os aquários têm de ser limpos e as mudanças de água devem estar feitas. De seguida deve-se preparar e fornecer as alimentações aos animais. Durante a tarde deve-se lavar e/ou mudar filtros de cartucho, lavar copos de escumador, fornecer as restantes alimentações, preencher os registos de alimentações e os registos da qualidade da água, fazer as correções à qualidade da água e por cal a correr em aquários que necessitem (com corais ou animais com exosqueleto pois necessitam de cálcio) e, por fim, verificar novamente o SSV e verificar o estado dos animais e dos aquários.

No caso da galeria do Índico, sendo uma galeria com alguns aquários com corais, são usados reatores de cálcio. Estes equipamentos servem para libertar cálcio na água

que será posteriormente absorvido pelos corais e usado no processo de calcificação. Um reator de cálcio é um recipiente cheio de substrato calcário, ao longo do qual a água do aquário passa. Esta água que percorre o substrato está rica em dióxido de carbono pois este é injetado na água antes de entrar no reator, de modo a que se forme ácido carbónico e, portanto, o pH baixe. Este ácido reage com o substrato calcário e isto faz com que cálcio seja libertado, indo de seguida para a água do aquário. Para além do cálcio, este meio é rico em carbonatos e bicarbonatos que se libertam juntamente com o cálcio e ajudam a manter/aumentar a alcalinidade da água do aquário.



Fig.43 – Reatores de cálcio da galeria do Índico.

No caso da galeria dos anfíbios, as rotinas diferem das restantes galerias. Estes animais vivem em aquários ou aqua-terrários com água doce e não salgada e alguns nem necessitam de um ambiente com água, pelo que habitam em terrários e a única água que necessitam está em bebedouros ou nas próprias plantas (devido às regas diárias).

A rotina diária começa na quarentena dos anfíbios e a primeira tarefa é desligar os humificadores que ficaram ligados durante a noite. Deve-se realizar o SSV de todos os aquários, terrários e aqua-terrários (registar a temperatura e humidade, verificar se há água nos bebedouros, se a luz está acesa, se os humificadores funcionam, se os

animais estão bem e contá-los para confirmar que estão todos lá e verificação da circulação da água e do nível da mesma quando aplicável) e de seguida deve-se preparar e levar a alimentação para os anfíbios da exposição. Os animais em exposição têm prioridade até as 10h visto que é a hora de abertura do ODL ao público. Já na exposição deve-se então fazer o SSV, recolher amostras de água que sejam necessárias, leva-las para o laboratório e começar as mudanças de água, limpezas, regas e alimentações estipuladas para esse dia.

Depois das 10h pode-se começar as mudanças de água, limpezas e alimentações dos anfíbios da quarentena. Depois de ir ao laboratório ver os valores das amostras recolhidas preenche-se os registos da qualidade da água da quarentena e da exposição. De seguida, é necessário regar as plantas que estão na estufa e remexer e borrifar as minhocas de terra para que elas não estejam em terra seca. À tarde deve-se fornecer alimento aos anfíbios que estão mais ativos durante a noite, para que estes se alimentem durante este período. No final deve-se verificar novamente o SSV e borrifar as plantas, tanto da quarentena como da exposição.

O alimento dos anfíbios consiste principalmente em grilos, micro-grilos, tenébrio, minhocas, baratas e mosca da fruta. Tarefas mais pontuais como a limpeza e alimentação destas culturas de insetos e minhocas também são importantes.

5.3. Quarentena

Como já foi referido antes, a quarentena divide-se em: laboratório (qualidade da água), sala de cultura e quarentena propriamente dita.

➤ Quarentena

Na quarentena estão sempre presentes dois aquaristas, salvo raras exceções. Um deles é responsável pela preparação e administração do alimento aos animais da quarentena e será ele quem vai dar mais tarde as segundas e terceiras alimentações. Enquanto isso, até as 10h, o outro aquarista deve verificar o SSV da zona quente, passar os filtros de cartucho por água (ficam a desinfetar de um dia para o outro), mudar os filtros de cartucho estipulados, limpar copos de escumador e lâ de vidro, adicionar

águas doces nos aquários em que seja necessário reduzir a concentração de salinidade e no final ajudar o outro colaborador nas alimentações.

Depois, ambos devem realizar as diversas sifonagens e limpezas dos aquários, iniciar mudanças de água, realizar os tratamentos necessários aos animais (tema abordado mais à frente), montagem de filtros carvão que sejam necessários assim como lavagem de carvão novo e copiar os valores do laboratório para as folhas de registo da qualidade da água de todos os aquários.

Da parte da tarde, deve-se continuar com as sifonagens e mudanças de água, realizar as últimas correções necessárias à qualidade de água dos diversos aquários (pH e alcalinidade) e, por fim, verificar o SSV da zona fria da quarentena.



Fig.44 – Cavalo-marinho-de-barriga juvenil nascido na quarentena (esquerda) e alimentação de um tubarão-zebra juvenil (direita). Fonte: documento interno do ODL.

Tratamentos

Os diversos tratamentos de quarentena e/ou pontuais têm uma ação específica sobre determinados agentes patogénicos:

TRATAMENTO	AGENTE PATOGENICO/AÇÃO
Formol	Protozoários externos Tremátodes monogéneos Alternativa ao cobre nos peixes temperados
Sulfato de cobre citratado	Protozoários externos (+ Cryptocaryon) ↓ tremátodes monogéneos
Praziquantel	Tremátodes Cestodes ↓ acantocéfalos
Cloroquina	Protozoários externos e internos Alternativa ao cobre
Fenbendazole	Nemátodes Bioencapsulação em artémia
Triclorfão	Antiparasitário/Tremátodes monogéneos, anelídeos, copépodes Não profilacticamente Necessita prescrição
Metronidazole	Protozoários flagelados Bactérias-anaeróbias
Enrofloxacin	AB largo espectro Não profilacticamente Necessita prescrição
Flumequina	AB largo espectro Profiláxia apenas nas espécies de Singnatídeos mais predispostas a infeções por <i>Vibrio sp.</i> Necessita prescrição
Oxitetraciclina	AB largo espectro Não profilacticamente Necessita prescrição
Nitrofurazona	Antimicrobiano Não profilaticamente Necessita prescrição

Tabela 1 – Tratamentos usados na quarentena e respetivo agente patogénico/ação (fonte: documento interno do ODL).

O período de quarentena nunca é inferior a 30 dias e os cronogramas de quarentena ajustam-se aos animais, sejam eles teleósteos tropicais, teleósteos temperados, elasmobrânquios sedentários ou elasmobrânquios não-sedentários.

➤ Laboratório

Os aquaristas começam o dia a recolher algumas amostras, preparam o laboratório para o dia (o que inclui verificar/calibrar a sonda pH), fazem a leitura de pH, salinidades, analisam oxidantes, sulfuretos, turbidez, oxigénio, nitratos e fosfatos e preparam as diluições de nitratos UV. Depois das 10h deve-se proceder às análises de amónia, nitritos e nitratos UV, alcalinidades, durezas, ferro, magnésio, potássio, nitritos Palintest, turbidez e uma vez mais medem-se oxigénios. No final da manhã deve-se proceder à limpeza e colocação nas estufas o material utilizado durante a manhã.

Da parte da tarde mede-se novamente oxigénio, pH, oxidantes e ORP do aquário central e oxidantes das torres de contato de ozono e escumadores de proteínas (dos habitats) que levem ozono. De seguida registam-se os valores de todas as amostras no computador, faz-se os planos das amostras do dia seguinte e adiciona-se cloreto de amónia aos aquários da quarentena ou da sala de cultura que estejam vazios (serve de alimento para as bactérias do biofiltro). No final do dia só resta arrumar o material e preparar o laboratório para o dia seguinte.



Fig.45 – Sonda de salinidades (esquerda) e sonda de pH (direita).



Fig.46 – Fotómetro (esquerda) e espectrofotómetro UV-Vis (direita).

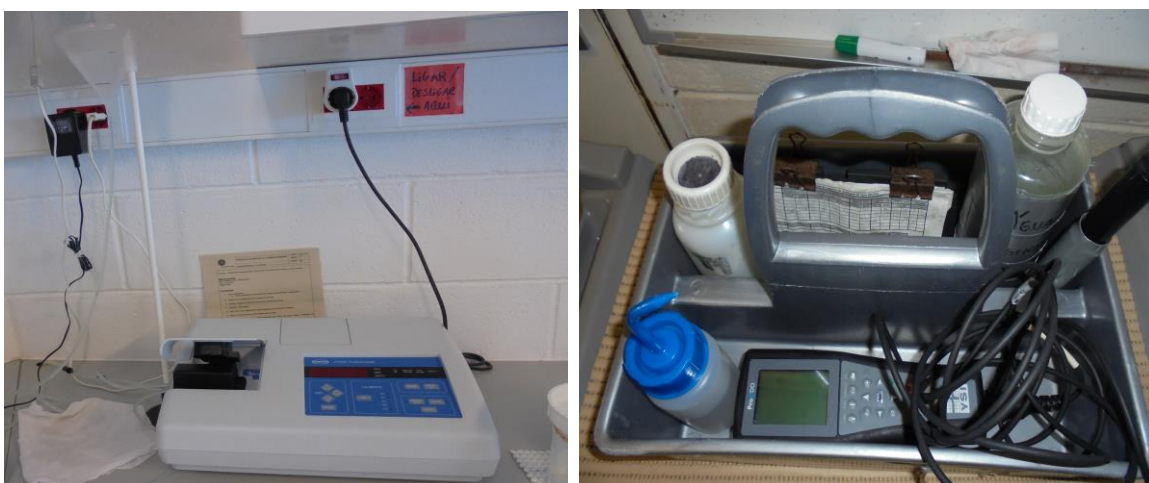


Fig.47 – Turbidímetro (esquerda) e sonda de oxigénio (direita)

➤ Sala de Cultura

Na sala de cultura começa-se pela verificação do SSV desta sala e recolha de amostras para deixar no laboratório. De seguida, deve-se verificar o SSV da zona fria da quarentena. De regresso à sala de cultura deve-se retirar a quantidade de copépodes necessária para as alimentações diárias do Oceanário, realizar a manutenção dos copépodes (duas vezes por semana), manutenção de rotíferos (inocular dois erlenmeyer's a partir dos dois mais antigos) (figura 48) e reservar o excedente para a preparação das refeições de rotíferos estipuladas e no final alimentar os rotíferos com

concentrado de PhytoBloom green formula (alga verde) diluído em água. Esta alga verde será também usada para outras alimentações e deve ser diluída em água e colocada num balde com arejamento.



Fig.48 – Tinas com copépodes (esquerda) e erlenmeyer's com rotíferos (direita).

Depois, dá-se início à separação de cistos de artémia (que foram postos a incubar dois dias antes) com uso de um separador magnético em forma de canhão (figura 49).



Fig.49 – Cilindros de incubação de cistos e náuplios de artémia (esquerda) e separação magnética da artémia (direita).

Enquanto a separação é feita, as alimentações da sala de cultura são preparadas e fornecidas a todos os animais (medusas, chocos, artémia adulta, misidáceos, éfiras e pólipos de diferentes espécies de medusas). Os chocos, dependendo do seu tamanho, podem comer misidáceos vivos, camarinha (pequeno crustáceo) ou pequenos peixes

inteiros. Quanto aos restantes animais, são alimentados com náuplios de artémia com ou sem alga verde e alguns com rotíferos também, ou simplesmente com alga no caso da artémia adulta. Todas as alimentações são dadas três vezes por dia (com exceção da artémia adulta que só se alimenta uma vez por dia).

De seguida, prepara-se as alimentações das restantes áreas do ODL (figura 50) (apenas as que têm animais que precisem deste tipo de alimentação) sendo que a maioria são para animais das galerias. Os habitats e quarentena têm poucos animais que requeiram náuplios de artémia (com ou sem alga verde) na sua dieta alimentar.



Fig.50 – Recolha de náuplios de artémia com a ajuda de um crivo (esquerda) e copos com todas as alimentações da sala de cultura e do Oceanário (direita).

Entretanto acaba-se de separar os náuplios de artémia e são colocados num novo cilindro onde já foi posto água nova e ligado os arejamentos. Estes náuplios de artémia serão alimentados à tarde com alga verde e no dia seguinte estão prontos a serem utilizados para mais alimentações. O cilindro vazio é desinfetado para posterior utilização.

Existem animais da sala de cultura que têm mais necessidades alimentares que outros, por isso é dado papa de mexilhão e de arenque para suprimir essas necessidades, sendo ambas uma boa fonte de proteína.

Depois das 10h deve-se ir ao laboratório ver os valores da qualidade da água e preencher as folhas de registos da sala de cultura. Quanto à cultura de fitoplâncton, neste caso da alga vermelha *Rhodomonas sp*, inocula-se um erlenmeyer e usa-se o conteúdo do erlenmeyer mais antigo para alimentar os copépodes.

De seguida, passa-se por água os filtros de cartucho (postos a desinfetar no dia anterior) e procede-se às limpezas, mudanças de água e mudanças de filtros cartucho dos diferentes aquários e kreisels (figura 51) (aquários com formato específico para medusas). Nas mudanças de água dos aquários com éfiras ou pólipos é preciso ter especial cuidado pois são organismos bastante sensíveis e é fundamental ter as mãos bem desinfetadas e passa-las por água antes de mexer nestes aquários. É preciso também ser cuidadoso ao limpar o acrílico perto dos pólipos para não os desalojar e caso se encontrem éfiras é preciso recolhe-las e pô-las no aquário ou kreisel de éfiras dessa espécie, depois de as aclimatar. No caso das limpezas dos aquários com éfiras, caso existam éfiras com tamanho suficiente para ir para as kreisels grandes junto das medusas adultas devem ser aclimatadas e transferidas para lá, assim poderão crescer melhor pois têm mais espaço.



Fig.51 – Aquários de pólipos (imagem da esquerda, aquários da direita), aquário de éfiras (imagem da esquerda, aquário da esquerda) e kreisel para éfiras (imagem da direita).

Entretanto a meio do dia encheu-se o cilindro de incubação de cistos de artémia (que já foi desinfetado) com água salgada e ligou-se o termóstato, a luz e os arejamentos e no final do dia colocou-se a quantidade estipulada de cistos no cilindro de incubação. Também no fim do dia fizeram-se correções à salinidade (adicionando água doce ao aquário) e correções ao pH e alcalinidade (com o uso de bicarbonato de sódio). A última tarefa é verificar o SSV da sala de cultura e também o SSV da zona quente da quarentena (quando necessário).

6. Conservação

➤ O que se faz no Oceanário de Lisboa

É feita uma gestão da coleção dos animais, assim como programas de reprodução, tal como o da uge-redonda. O Oceanário de Lisboa foi o primeiro aquário da Europa a ter sucesso na sua reprodução. Muitas outras espécies foram reproduzidas no ODL, tais como a lontra marinha, pinguim-de-magalhães, andorinha-do-mar-inca, raia-lenga, tubarão-pata-roxa, tubarão-gato-listrado, tubarão-de-port-jackson, ratão-águia, uge-de-manchas-azuis, cavalo-marinho-de-barriga, uge-americana e várias espécies de medusas e de corais.

Para além disto, o ODL através dos seus conhecimentos na área da medicina veterinária, ao longo de mais de 18 anos de experiência com várias espécies, desenvolve ou colabora com estudos de conservação na área da medicina da conservação.

➤ Quem financiam

Octoparque - projeto sobre os polvos do Parque Marinho Professor Luiz Saldanha, projeto Piaba – promoção da sustentabilidade ambiental e social na captura e comercialização de peixes ornamentais, FAITAG – Fish and Aquatic invertebrate taxon advisory group, programas de conservação de tartarugas marinhas em São Tomé e Príncipe, SHARK-TAG (do Centro de Ciências do Mar da Universidade do Algarve), comportamento, interações presador-presa e interação com a pesca do peixe lua *Mola mola* (CIBIO da Universidade do Porto, Marine Biological Association of the United Kingdom e Universidade de Southampton – UK), projeto adote uma pradaria marinha (Centro de Ciências do Mar da Universidade do Algarve), distribuição e estratégia de colonização da lampreia-de-rio (Universidade de Évora e Faculdade de Ciências da Universidade de Lisboa), proteção e gestão integrada de tartarugas marinhas em Cabo Verde e programa SADA na Ilha do Príncipe, projeto MARGOV (Universidade Nova de Lisboa, IMAR) e projeto enguia limpa (Faculdade de Ciências da Universidade de Lisboa).

➤ InAqua

O ODL e o National Geographic Channel criaram o "InAqua - Fundo de Conservação by Oceanário de Lisboa e National Geographic Channel", pretendendo apoiar projetos a serem desenvolvidos em território nacional e que possam contribuir de forma decisiva para a conservação da biodiversidade aquática em geral, estimulando quer o setor empresarial quer a sociedade civil a envolverem-se ativamente na gestão sustentável dos ecossistemas aquáticos.

7. Conclusão

No final destes nove meses concluo que a minha aprendizagem e desempenho no Oceanário de Lisboa foi francamente positivo. Tive o privilégio de fazer parte da competente equipa de biologia, de estar em quase todas as áreas e foi-me dada bastante independência, sinal de confiança no meu trabalho.

Pude contribuir para o bem-estar dos animais e é isso que permite aos visitantes ter uma visita memorável e que permite transmitir a beleza e sensibilidade dos nossos oceanos, assim como a importância da sua preservação.

Toda a experiência foi muito enriquecedora. Desde o contacto com os animais à confrontação com a realidade do trabalho numa empresa. O Oceanário de Lisboa forneceu-me toda a formação prática necessária para a posição de aquarista num aquário, sendo que esta posição requer um empenho diário muito rigoroso.

Esta formação prática permitiu a aprendizagem de vários aspetos do aquarismo, como a qualidade da água (verificação e controlo) dos diversos aquários e aplicação de medidas corretivas quando necessário, verificação e manutenção dos sistemas de suporte de vida dos aquários, limpeza de aquários e habitats terrestres, manejo animal, avaliação do estado dos animais e preparação e administração de alimento aos mesmos, sendo que estes animais pertencem a diferentes espécies de teleósteos, elasmobrânquios, anfíbios, invertebrados, aves e mamíferos marinhos.

Pode, portanto, concluir-se que toda a experiência adquirida no decorrer do estágio demonstrou ser importantíssima para a formação profissional e pessoal e uma mais valia na conclusão do mestrado em Recursos Biológicos Aquáticos.

8. Referências bibliográficas

- Bellwood, D., Hughes, T., Folke, C. and Nyström, M. (2004). Confronting the coral reef crisis. *Nature*, 429(6994), pp.827-833.
- BioLib (2016)- Taxonomic tree of plants and animals with photos. [online] Biolib.cz. Available at: <http://www.biolib.cz/> [Accessed 20 Aug. 2016].
- Birkhead, T. (1978). Behavioural adaptations to high density nesting in the common guillemot *Uria aalge*. *Animal Behaviour*, 26, pp.321-331.
- Bone, Q. and Moore, R. (2008). *Biology of fishes*. New York: Taylor & Francis.
- Cortez, M., Goertz, C., Gill, V. and Davis, R. (2016). Development of an altricial mammal at sea: II. Energy budgets of female sea otters and their pups in Simpson Bay, Alaska. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 481, pp.81-91.
- Duellman, W. and Trueb, L. (1986). *Biology of amphibians*. New York: McGraw Hill.
- Estes, J. and Palmisano, J. (1974). Sea Otters: Their Role in Structuring Nearshore Communities. *Science*, 185(4156), pp.1058-1060.
- Ferreira, Francisco Menezes e Granada, António (1998). Os Oceanos de A a Z; Edição Area Promark – Park Expo 98.
- Fishbase.se. (2016). [online] Available at: <http://www.fishbase.se> [Accessed 11 Aug. 2016].
- Marinespecies.org. (2016). *WoRMS - World Register of Marine Species*. [online] Available at: <http://www.marinespecies.org> [Accessed 6 Aug. 2016].
- Moe, M. A. (1989). *The marine aquarium reference: systems and invertebrates*, Green Turtle Publications.
- Oceanario.pt. (2016). *Exposições*. [online] Available at: <https://www.oceanario.pt/exposicoes/> [Accessed 19 Jul. 2016].
- Reisfeld, L., Barbirato, M., Ippolito, L., Cardoso, R., Nichi, M., Sgai, M. and Pizzutto, C. (2013). Reducing bumblefoot lesions in a group of captive Magellanic penguins (*Spheniscus magellanicus*) with the use of environmental enrichment. *Pesq. Vet. Bras.*, 33(6), pp.791-795.

- Roberts, T., Bridge, T., Caley, M. and Baird, A. (2016). The Point Count Transect Method for Estimates of Biodiversity on Coral Reefs: Improving the Sampling of Rare Species. *PLOS ONE*, 11(3), p.e 0152335.
- Sandford, Gina (2000). Manual Completo do Aquário, Livraria Civilização Editora.
- Santos, E. (2004). Oceanário de Lisboa – As Galerias. Aquamania.